

Aus dem Veterinär-Pathologischen Institut
der Justus Liebig-Universität zu Gießen
Direktor: Professor Dr. E. Weiß

Die morphologische Entwicklung der lymphatischen Organe normaler und bursektomierter Hühner nach dem Schlupf*)

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades
bei der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Justus Liebig-Universität zu Gießen

Eingereicht von
Renate Lade
Tierärztin aus Leipzig

Gießen 1971

*) Mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft
(WE279/8)



Digitized by the Internet Archive
in 2026

https://archive.org/details/IA41545904_0027

Aus dem Veterinär-Pathologischen Institut
der Justus Liebig-Universität zu Gießen
Direktor: Professor Dr. E. Weiß

Die morphologische Entwicklung der lymphatischen Organe normaler und bursektomierter Hühner nach dem Schlupf*)

Inaugural-Dissertation
zur Erlangung des Doktorgrades
bei der Veterinärmedizinischen Fakultät
der Justus Liebig-Universität zu Gießen

Eingereicht von
Renate Lade
Tierärztin aus Leipzig

Gießen 1971

*) Mit Unterstützung der Deutschen Forschungsgemeinschaft
(WE279/8)

Mit Genehmigung der Veterinärmedizinischen Fakultät
in Gießen

Dekan: Professor Dr. G. L ä m m l e r

Berichterstatter: Professor Dr. E. W e i ß

Tag der mündlichen Prüfung: 6. und 7. Juli



Meinem Vater

INHALTSVERZEICHNIS

	Seite
EINLEITUNG	1
LITERATURÜBERSICHT	2
Bursa Fabricii	2
A. Entwicklung	2
1. Organentwicklung	2
a) im Embryonalstadium	2
b) nach dem Schlupf	4
2. Histologische Entwicklung	6
a) im Embryonalstadium	6
b) nach dem Schlupf	14
B. Bursektomie	17
1. Chirurgische Bursektomie	17
a) histologische Veränderungen der lymphatischen Organe nach chirurgischer Bursektomie	17
2. Hormonelle Bursektomie	18
a) histologische Veränderungen der Bursa nach hormoneller Bursektomie	20
b) histologische Veränderungen der lymphatischen Organe nach hormoneller Bursektomie	24
c) allgemeine Schädigung nach hormoneller Bursektomie	24
d) Wirkungsmechanismen von Steroidhormonen bei hormoneller Bursektomie	25
e) Zeitpunkt der hormonellen Bursektomie	26
C. Funktion	26
1. Funktionelle Veränderung der Bursa nach Bursektomie	27

2. Immunglobulinbildung in der Bursa	28
3. Bedeutung der Bursa für immunologische Reaktionen	30
D. Zusammenfassung	31
Thymus	32
A. Entwicklung	32
1. Organentwicklung	32
a) im Embryonalstadium	32
b) nach dem Schlupf	33
2. Histologische Entwicklung	34
a) im Embryonalstadium	34
b) nach dem Schlupf	37
B. Funktion	39
1. Funktionelle Veränderungen nach Thymektomie	39
a) beim Säuger	39
b) beim Vogel	40
2. Histologische Veränderungen der lymphatischen Organe nach Thymektomie	41
3. Antikörperbildung im Thymus	42
4. Bedeutung des Thymus für immunologische Reaktionen	42
C. Zusammenfassung	43
Milz	44
A. Entwicklung	44
1. Organentwicklung	44
a) im Embryonalstadium	44
b) nach dem Schlupf	44
2. Histologische Entwicklung	45
a) im Embryonalstadium	45
b) nach dem Schlupf	46

	Seite
B. Funktion	48
1. Histologische Veränderungen in der Milz durch Thymektomie, Bursaektomie und keimfreie Aufzucht	48
2. Splenektomie und ihre Folgen	49
3. Antikörperbildung in der Milz	50
C. Zusammenfassung	52
Tonsilla caecalis	53
A. Entwicklung	53
1. Organentwicklung	53
a) im Embryonalstadium	53
b) nach dem Schlupf	53
2. Histologische Entwicklung	53
a) im Embryonalstadium	53
b) nach dem Schlupf	54
B. Funktion	55
1. Folgen von Thymektomie, Bursaektomie, keimfreier Bestäubung und keimfreier Aufzucht	55
2. Antikörperbildung in der Tonsilla caecalis	57
C. Zusammenfassung	57
EIGENE UNTERSUCHUNGEN	57
A. Material und Methodik	59
1. Versuchstiere	59
2. Haltung und Fütterung	59
3. Tötung	60
4. Organentnahme und Einbettung	60
5. Histologische Auswertung	60

B. Ergebnisse	61
1. Klinische Beobachtungen	61
a) Kontrolltiere	61
b) bursektomierte Tiere	61
2. Anatomische und pathologisch anatomische Befunde der lymphatischen Organe	62
a) Kontrolltiere	62
b) bursektomierte Tiere	63
3. Pathologisch anatomische Nebenbefunde	67
a) Kontrolltiere	67
b) bursektomierte Tiere	67
4. Histologische Befunde	67
I Bursa	69
a) Kontrolltiere	69
b) bursektomierte Tiere	75
II Thymus	80
a) Kontrolltiere	80
b) bursektomierte Tiere	83
III Milz	85
a) Kontrolltiere	85
b) bursektomierte Tiere	88
IV Tonsilla caecalis	97
a) Kontrolltiere	97
b) bursektomierte Tiere	107
5. Besprechung der Ergebnisse und Diskussion	122
ZUSAMMENFASSUNG	131
SUMMARY	134
LITERATURVERZEICHNIS	137

EINLEITUNG

Obwohl zahlreiche histologische Arbeiten und Übersichtsreferate über die Frühentwicklung der lymphatischen Organe des Huhnes, besonders der Bursa Fabricii existieren, gibt es bis jetzt kaum Untersuchungen, die sich mit den Veränderungen dieser Organe während eines längeren Zeitraumes befassen. Insbesondere fehlen genauere Kenntnisse über die Involution der Bursa Fabricii.

Aufgabe der vorliegenden Arbeit soll einmal sein, die Ergebnisse der Literatur über die embryonale und postembryonale Entwicklung der lymphatischen Organe des Huhnes zu erfassen. Zum anderen sollen die histologischen Veränderungen bei Kontrollhühnern und bei Tieren, die mit unterschiedlichen Testosteronkonzentrationen hormonell bursektomiert wurden, bis zu einem Alter von 12 bzw. 6 Monaten untersucht werden.

LITERATURÜBERSICHT

B U R S A F A B R I C I I

Im Jahre 1621 beschreibt Fabricius ein neues Organ beim Huhn, das heute als Bursa Fabricii bezeichnet wird.

A. E n t w i c k l u n g

1. Organentwicklung

a) im Embryonalstadium

BORNHAUPT (1867), ACKERMAN und KNOUFF (1959) und ROMANOFF (1960) vertreten die Ansicht, daß sich der Ursprung der Bursa vom Endoderm ableitet. Nach CHEN und RUTH (1966) dagegen entsteht die Bursa am ventro-kaudalen Berührungspunkt des Endoderms mit dem ektodermalen Epithel. An diesen Kontaktstellen degeneriert ein Teil der Zellen, einige Zellen beider Gewebe bleiben bestehen, um Bursa und Thymus zu bilden. Diese Degeneration setzt vor der Entstehung von Bursa und Thymus ein und wird von den Verfassern als Stimulation zur Bildung dieser lymphatischen Organe und früher Schritt zu spezifischer, immunologischer Reaktivität gewertet.

Die Entwicklung der Bursa Fabricii ist eng mit der Entwicklung der Kloake verknüpft. Man bezeichnet das erweiterte Endstück des Verdauungstraktes beim Vogel als Kloake. Im Embryonalstadium ist sie nach ROMANOFF (1960) deutlich in drei Abschnitte unterteilt, nämlich von kranial nach kaudal in Koprodæum, Urodæum und Proktodæum. Die vom Entoderm abstammenden Teil der Kloake -

Koprodaeum und Urodaeum - werden von dem aus Ektoderm entstehenden Proktodaeum getrennt durch die Urodaeum - Membran, die sagittal auf der sogenannten Analplatte steht.

Um den 5. Bruttag erscheint die Anlage der Bursa Fabricii. Endodermales Epithel proliferiert dorsal und kaudal der Analplatte (MINOT, 1900) und zwischen ihr und dem sogenannten Schwanzdarm (BOYDEN, 1922). Diese Proliferation steht kranial in Verbindung mit der Urodaeum - Membran und erstreckt sich über und hinter das Proktodaeum (GASSER, 1874). Am 6. Bruttag wölbt sich die epitheliale Anlage der Bursa als leichte Rundung hervor (MINOT, 1900; BOYDEN, 1922). Sie enthält ähnlich der Urodaeum - Membran zahlreiche Lakunen, die sich allmählich zu einem einheitlichen Lumen zusammenschließen (WENCKEBACH, 1888). Das kleine Stück endodermalen Gewebes zwischen Proktodaealsinus und Bursalumen zerreißt am 7. oder 8. Bruttag (WENCKEBACH, 1888). Durch Drehung nimmt die Bursa am 9. Bruttag eine vertikale Lage ein (BORNHAUPT, 1867 u. JOLLY, 1915). Dabei wird ihre Form allmählich oval (BORNHAUPT, 1867). Am 10. - 11. Bruttag ist das Lumen der Bursa völlig ausgebildet, und es beginnen Longitudinalfalten hineinzuwachsen (BORNHAUPT, 1867). Um den 15. Bruttag sind von insgesamt 12 ca. 6 - 7 Falten sichtbar vorgewachsen (BOYDEN, 1922), deren Querschnitt verschiedene, unregelmäßig verzweigte Spalten zeigt. In der Nähe des Bursaganges sind die Falten an der Basis breit und 0,1 - 0,25 mm hoch, aber gegen den Scheitel hin sind sie 1,0 mm hoch und sind an der Basis

schmäler als am Ende (RETTNER, 1885). Der Längen-
zuwachs der Bursa beträgt von 1,25 mm am 11.
Bruttag bis zu 8 mm am 21. Bruttag (RETTNER, 1885).

b) nach dem Schlupf

Nach dem Schlupf wächst die Bursa Fabricii weiter
bis zu einer von der Rasse abhängigen maximalen
Größe, um sich dann zurückzubilden. Den Zeitpunkt
dieser Rückbildung geben die Autoren unterschied-
lich an. Nach JOLLY (1915) setzt die Rückbildung
im 4. Monat ein. SCHAUDER (1923) gibt die Rück-
bildung zwischen 4. und 5. Monat an, nachdem sie
eine Maximalgröße von ca. 20 - 30 mm in der Länge
und 15 mm in der Dicke erreicht hat. GLICK (1955,
1956 u. 1960) beschäftigt sich ausführlicher mit
dem Wachstum der Bursa nach dem Schlupf. Er ver-
gleicht Bursagewichte verschiedener Rassen und
untersucht das Verhältnis zwischen Bursa- und
Körpergewicht. Relativ zum Körper wächst die
Bursa schneller; zum Hodenwachstum besteht ein
umgekehrtes Verhältnis (JOLLY, 1915 und GLICK, 1955).
Die Bursa der männlichen Tiere ist in den ersten
Wochen schwerer als die der weiblichen Tiere
(GLICK, 1955 u. 1956). Bei Tieren verschiedener
Rassen dauert das Wachstum der Bursa länger, wenn
sie in Gruppen auf Streu gehalten werden als bei
Einzelhaltung in Batterien. GLICK (1956) nimmt
einen erhöhten Stress bei Gruppenhaltung als
Stimulation zum Wachstum an.

Nach Angaben von GLICK (1956) ist die Bursa am
größten mit 10 - 12 Wochen bei Barred Crosses,
mit 4 - 5 Wochen bei weißen Leghorns und mit
8 - 11 Wochen bei Rhode Island Reds.

Die Rückbildung der Bursa setzt bei Barred Crosses mit 14 - 16 Wochen, bei weißen Leghorns mit 4 - 7 Wochen und bei Rhode Island Reds mit 8 - 13 Wochen ein. GLICK kommt damit auf eine Durchschnittszeit von 2 - 3 Monaten als Zeitpunkt der Rückbildung im Gegensatz zu vorher zitierten Autoren.

Darstellung der Bursagewichte nach GLICK (1956)

	♂	♀
2 Tage	0,053 g	0,038 g
1 Woche	0,17 g	0,15 g
6 Wochen	1,68 g	1,59 g
14 Wochen	3,74 g	2,59 g
18 Wochen	1,13 g	1,44 g

Nach DIETER und BREITENBACH (1968) erreichen Bursa, Thymus und Milz bei weißen Leghorn-Hähnchen mit 11 Wochen ihr Maximalgewicht. Die Rückbildung setzt mit 15 Wochen ein. Nach diesen Verfassern fördern Kortikoide und Androgene die Involution der lymphatischen Organe. Mit 5 Wochen sinkt nach ihren Angaben die Vitamin C - Konzentration in Thymus und Milz 30 bis 50 % unter den früheren Spiegel. Dasselbe geschieht mit 7 Wochen in der Bursa. Danach steigt die Vitamin C - Konzentration in der Bursa weiter an, wohingegen sie in Milz und Thymus fällt. Die dynamische Funktion des Vitamin C in den lymphatischen Organen ist nach Angaben der Verfasser nicht bekannt.

2. Histologische Entwicklung

a) im Embryonalstadium

ACKERMAN und KNOUFF (1959) beschreiben die Entwicklung der Tunica propria der Bursa Fabricii. Sie unterteilen die Tunica propria der Bursa in zwei Zonen, die subepitheliale und die innere, zentrale Zone. Die erste Zone enthält schwach basophile, sternförmige Zellen mit blassen Kernen, die ein zartes Chromatingerüst und ein bis zwei kleine Nucleoli haben. Im Zytoplasma sind Mitochondrien diffus verstreut. Phosphataseaktivität geben die Verfasser sowohl für den Kern als auch für das Plasma an. Diese Zellen beschreiben sie auch in der Markzone der sich ab dem 13. Bruttage entwickelnden Bursafollikel. Die subepithelialen Mesenchymzellen gehen allmählich in einfache Retikulumzellen und Fibroblasten über, die zwischen den Bursafollikeln und dem Epithel liegen. Dabei vermindert sich die Phosphataseaktivität. Die innere Zone der Tunica propria ist nach Angaben der Verfasser weniger zellreich aber gefäßhaltiger. Die Mesenchymzellen werden als kleiner und mit nur geringer Phosphataseaktivität beschrieben. Freie Makrophagen sind die ganze Entwicklungszeit über nachzuweisen. (ACKERMAN und KNOUFF, 1959).

Weiter befassen sich die oben genannten Autoren mit der Entwicklung des Epithels, das das Lumen der Bursa auskleidet: Im frühen Entwicklungsstadium (vor dem 13. Bruttage) liegen undifferenzierte Epithelzellen in 3 bis 5 Reihen übereinander. Sie haben eine rundliche Gestalt, und ihr vesikulärer Kern zeigt 2 bis 3 mittelgroße Kernkörperchen.

Das Zytoplasma ist mäßig basophil. Die Verfasser beschreiben zahlreiche Mitosen. Um den 15. Bruttag ist die Epithelschicht auf drei Zellreihen vermindert. Die dem Lumen zugewandten Zellen zeigen einen schwach metachromatischen Zytoplasmassum. Die Autoren unterscheiden im Epithel drei verschiedene Zelltypen, von denen sie den ersten Typ am 16.

Brutttag nachweisen:

Ovale Form, im Zytoplasma eine Anzahl PAS-positiver und sudanophiler Granula und ovaler Kern mit einzelnen kleinen Kernkörperchen. Typ 2 erscheint häufiger als Zylinderepithel mit ovalem Kern und kleinen Kernkörperchen. Das schwach basophile Plasma enthält vereinzelt PAS-positive Granula. Den dritten Zelltyp beschreiben die Verfasser als schmaler als die anderen mit hyperchromatischem Kern und PAS-positivem sekretorischen Material.

Weiter gehen ACKERMAN und KNOUFF (1959) auf die Bildung der Bursafollikel ein. Sie beschreiben ausführlich die Entwicklung der Epithelknospe (bzw. der Markzone) und damit verbunden die Lymphozytenreifung:

An vielen Stellen der Epithelschicht vergrößern sich die Epithelzellen und zeigen verstärkte Mitose. Ebenfalls erhöht sich nach Angaben der Verfasser die Zahl der Mitochondrien. Allmählich wölben sich durch diese Vorgänge rundliche Knospen in die Tunica propria vor. Sie vergrößern sich weiter durch Zellwachstum und Teilung (13. u. 14. Brutttag). Während der Anbildung der Knospen ziehen die Mesenchymzellen der Tunica propria ihre Plasmafortsätze von der Basalmembran zurück. Diese Trennung zwischen Epithel und Basalmembran einerseits und Tunica propria andererseits finden ACKERMAN und

KNOUFF (1959) nur an den Stellen der Knospenbildung. Ebenfalls in diesen Zonen beginnen die Kapillaren ein Netz um den sich bildenden Follikel zu ziehen. Innerhalb der Markzone sehen die Verfasser in keinem Entwicklungsstadium Kapillaren. Der Follikel wächst weiter, wobei sich die Basalmembran eng um die Markzone legt (14. Brutttag).

Die oben erwähnte Basalmembran trennt von der Entstehung der Bursa an das Epithel, in dem sich das Follikelmark bildet, vom Mesenchym. Diese Membran ist nur an den Stellen der Epithelknospen unterbrochen, wo Zellen - gewöhnlich Lymphoblasten - durch die Basalmembran wandern (ACKERMAN und KNOUFF, 1959) (Siehe auch S. 11). Elektronenmikroskopisch ist sie nach ACKERMAN (1962) 100 - 140 nm dick. An ihren beiden Seiten lagert sich eine amorphe Substanz an, die der Autor für Glykoprotein hält. Die Basalmembran hat nach seinen Angaben direkten Kontakt mit den basalen Epithelzellen des Follikelmarks, wohingegen die Plasmafortsätze der anliegenden Mesenchymzellen nur dicht angelagert sind aber nicht in direktem Kontakt zur Membran stehen.

Die basalen Zellen des Bursafollikels weisen nach einer elektronenmikroskopischen Untersuchung von ACKERMAN (1962) Desmosomenverbindungen mit undifferenzierten Epithelzellen und mit sogenannten retikuloepithelialen Zellen im wachsenden Zellknoten auf. Nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) haben sie keine Beziehung zu Zellen der lymphatischen Reihe. Nach ACKERMAN (1962) differenzieren sich die Epithelzellen in der zentralen Gegend des Follikelmarks zu retikuloepithelialen Zellen. Diese haben unregelmäßige, sternförmige Kontur, und ihre Plasmafortsätze sind vielfach durch Desmosomen untereinander verbunden. Sie zeigen nach ACKERMAN und KNOUFF (1959)

und ACKERMAN (1962) kaum Basophilie, schwaches, endoplasmatisches Retikulum und wechselnden Gehalt an Ribosomen. Ihre Kerne sind oval geformt und haben 1 bis 2 kleine Nucleoli.

Die Entwicklung der Lymphoblasten im reifenden Bursa-follikel verfolgen ACKERMAN und KNOUFF (1959) und ACKERMAN (1962) sowie ARAMAKI (1968) mit Licht- und Elektronenmikroskop. Es ergeben sich keine Differenzen zwischen den Untersuchungen. Die Lymphoblasten entstehen in der gesamten Markzone durch Mitose und (oder) Differenzierung der Epithelzellen und möglicherweise auch Retikuloepithelialzellen. Zwischen diese eingelagerte Lymphoblasten sind größer als die Epithelzellen. Ihre Form erscheint rundlich und ihr Zytoplasma basophiler. Die Mitochondrien sind zahlreicher und größer. Durch ein konzentrierteres Chromatingerüst und eine stärkere Kernmembran erscheint der Kern dichter. ACKERMAN und KNOUFF (1959) unterscheiden diese Lymphoblasten nicht von denen anderer Organe. Die Lymphoblasten differenzieren sich zu mittleren und kleinen Lymphozyten. Nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) geschieht dies durch Größenabnahme, Verdichtung des Chromatin, Verkleinerung der Nucleoli, Verminderung der Mitochondrien und Verstärkung der Basophilie. Die reifen Lymphozyten sind kleine Zellen und werden fast völlig von einem dichten Kern ausgefüllt. Ihr Zytoplasma ist nur schwach basophil und enthält einige Mitochondrien und ausgeprägt PAS-positive Granula. Nach Auffassung der Autoren sind die kleinen Lymphozyten als Endstadium der Differenzierung anzusehen und befinden sich ab dem 16. - 18. Brutttag vornehmlich im zentralen Teil des Follikelmarks.

CLAWSON, COOPER und GOOD (1967) beschreiben die elektronenmikroskopische Feinstruktur der Bursa-Lymphozyten:

Ihre Größe variiert zwischen 4-8 μ . Die kleinsten Lymphozyten haben nur einen schmalen Plasmasaum mit wenig Organellen. Der Kern enthält ein dichtes Chromatingerüst. Die größten Lymphozyten enthalten wesentlich mehr Zytoplasma mit großen Mitochondrien, einem Golgi-Komplex und zahlreichen Vesikeln, mit einem Zentriolenpaar und einem kleinen, endoplasmatischen Retikulum mit bläschenartigen Zysternen. Die Zellkerne enthalten wenig Chromatin und einen deutlichen Nucleolus. Die Autoren weisen wie ACKERMAN (1962) darauf hin, daß die großen Lymphozyten den peripheren Hämocytoblasten ähneln. Die letzteren Zellen werden von allen Autoren als größer und pyroninophiler bezeichnet. Als besonderes Merkmal aller Bursalymphozyten bezeichnen CLAWSON, PETERSON und GOOD (1967) den hohen Gehalt an Polyribosomen im Plasma. Sie sind in der ganzen Zelle verstreut und aus einzelnen Ribosomen klumpen- oder rosettenartig zusammengesetzt. Die Autoren vergleichen diese Lymphozyten mit denen in Thymus und Milz (siehe dort). Nach PETERSON und GOOD (1965) herrschen die großen Lymphozyten im embryonalen und auch im erwachsenen Alter vor.

An der Bildung der Rindenzone des Follikels sind nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) die mesenchymalen Zellen der Tunica propria und die undifferenzierten Epithelzellen der Epithelknospen und der Basalschicht des Oberflächenepithels beteiligt. Im Laufe des 12. Bruttags - vor der Anbildung der Epithelknospen - finden sich einzelne, undifferenzierte Epithelzellen in der

Tunica propria. Nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) wandern sie von den Epithelknospen in die Tunica propria aus. Oft verschwindet lichtmikroskopisch die Basalmembran zur Zeit der Epithelverdickung am Anfang der Knospenbildung, und eine Anzahl undifferenzierter Epithelzellen wandert in die Tunica propria ein. Danach erscheint die Membran wieder über der Epithelknospe. Durch Vergrößerung der Knospe werden die darüber liegenden Mesenchymzellen dichter zusammen und weiter in die Tunica propria gedrängt. Dadurch entsteht eine relativ kompakte Zellzone um die Epithelknospe herum. Ab dem 15. Bruttag sammeln sich undifferenzierte Blast- u. Epithelzellen außerhalb der Basalmembran in der Gegend der späteren Rinde an. ACKERMAN und KNOUFF (1959) und ACKERMAN (1962) weisen in der weniger als das Mark organisierten Rindenzone kaum Lymphozytenbildung nach.

ACKERMAN (1962) untersucht die Rindenentwicklung der Bursafollikel elektronenmikroskopisch: Die sternförmigen Mesenchymzellen mit langen Plasmafortsätzen enthalten ein ausgedehntes endoplasmatisches Retikulum, freie Ribosomen und verlängerte Golgi-Vesikel, die Zentrosom und Zentriolen umgeben. Bei einigen dieser Mesenchymzellen stellt ACKERMAN (1962) im erweiterten endoplasmatischen Retikulum optisch ziemlich dichtes Material fest. Kleine Fibrillen liegen entlang der Plasmafortsätze. Diese Zellen hält der Autor für Vorläufer der Fibroblasten. Er hält es für möglich, daß sich diese Zellen entweder zu Fibroblasten oder zu Lymphoblasten differenzieren können. Die Lymphoblastentransformation kennzeichnet er mit der Entwicklung eines groben endoplasmatischen Retikulum, mit relativ hohem Ribosomengehalt des Zytoplasma und der Zellkontur. Beim Schlupf ist die

Rinde nach RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) noch kaum entwickelt.

Über die Frage, ob die Lymphozyten in den Bursa-follikeln aus dem Epithel entstehen und durch die Basalmembran der Bursa-follikel in die Rinde wandern oder ob sie mesenchymalen Ursprungs sind und durch die Basalmembran in das Follikelmark eindringen, gehen die Ansichten auseinander. RETTERER (1885), WENCKEBACH (1888), ACKERMAN und KNOUFF (1959), ACKERMAN (1962) und ARAMAKI (1968) sind der Überzeugung, daß sich epitheliale Zellen direkt in Lymphoblasten umwandeln. ACKERMAN (1962) beobachtet elektronenmikroskopisch undifferenzierte Epithelzellen und Lymphoblasten, die aus dem wachsenden Markanteil des Bursa-follikels durch die Basalmembran in die sich bildende Rindenschicht zu wandern scheinen. Er vermutet daher, daß die Lymphozyten in der Rinde von den beschriebenen eingewanderten Zellen und (oder) von dort vorhandenen Mesenchymzellen abstammen. Er beschreibt Zwischenstadien zwischen Mesenchymzelle und Lymphoblast. Diese Zellen erscheinen ihm abgerundeter, enthalten mehr freie Ribosomen und weniger grobes endoplasmatisches Retikulum. ACKERMAN (1962) sieht diese Zellformen als Frühstadium der Umwandlung zum Lymphozyten an.

JOLLY (1915) vertritt die Meinung der mesenchymalen Herkunft der Lymphozyten. Er beschreibt große, amöboide Zellen, die in den wachsenden Epithelknoten eindringen und sich zwischen die Epithelzellen drängen. Diese Zellen hält er für die Vorgänger der Lymphoblasten.

TAR, OLÁH und TÖRÖ (1969) beschreiben elektronenmikroskopische Untersuchungen im Zeitraum zwischen 13. und 18. Bruttag, nach deren Ergebnissen sich die Zellen amöboid fortbewegen, die Basalmembran an vielen Stellen durchdringen und in die Bursafollikel einwandern sollen.

JAFFÉ und FECHHEIMER (1966) vermuten die Existenz freier Bursazellen, die schon vor der Entstehung der Bursa vorhanden sind. Diese und auch mesenchymale Zellen sind nach ihrer Ansicht Vorgänger der Bursalymphozyten. Nach MOORE und OWEN (1965), die mit Markerchromosomen arbeiten, stammen die Lymphozyten der Bursa von Zellen ab, deren Herkunft unbekannt ist und die mit dem Blut in die embryonale Bursa gelangen.

ACKERMAN und KNOUFF (1959) beschreiben das Vorkommen von Granulozyten aller Reifestadien besonders zwischen dem 11. und 16. Bruttag. Vor allem in der inneren Zone der Tunica propria sind sie häufig zu finden. Mit dem Wachsen der Bursafollikel werden sie allmählich verdrängt. Die Verfasser vermuten, daß die Granulozyten aus den perivaskulären Zellen entstehen, die den Kapillaren und kleinen Venolen der inneren Tunica propria anliegen. Granuloblasten unterscheiden sich nach den Beschreibungen der Verfasser durch feineres Chromatingerüst und eine weniger deutliche Membran des Kerns und stärker basophiles Zytoplasma von Lymphoblasten. RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) sehen Ansammlungen von Granulozyten und einzelne pyroninophile Zellen im Interstitium der Bursa bei Eintagsküken.

Auf eine Besonderheit der Bursafollikel gehen ACKERMAN und KNOUFF (1959) ein und beschreiben die Bildung

eines Epithelbüschels ("epithelium tuft") am Follikel:

Die Epithelzellen der Bursaauskleidung durchlaufen eine Reihe von Veränderungen, die schließlich zu dieser büschelartigen Bildung führen: Nach einer Verlängerung des Zelleibs nehmen sie eine zylindrische Form an. Ihr Zytoplasma ist undeutlich begrenzt, und die blassen Zellkerne haben einige sehr kleine Nucleoli. Die Zytoplasmafortsätze stehen nach Angaben der Verfasser in Verbindung mit den sternförmigen Retikulumzellen in der Markzone des Follikels. Nach diesen Veränderungen heben sich die Zellen deutlich von den übrigen Zellen der Epithelauskleidung ab. Die Autoren beschreiben sie als Büschel eingebettet in die Epithelschicht. Sie sollen weiterhin eine intensive alkalische Phosphataseaktivität zwischen dem 2. und 8. Bruttag zeigen. In dieser Zeit rückt der Kern zur lumenseitigen Fläche der Zylinderzelle. Später können ACKERMAN und KNOUFF (1959) keine Phosphataseaktivität mehr nachweisen. Das Zytoplasma färbt sich nur noch schwach an, und der Zellkern ist klein und dicht mit undeutlichen Nucleoli durchsetzt.

b) nach dem Schlupf

Die fertig ausgebildete Bursa am 8. Lebenstag beschreiben ACKERMAN und KNOUFF (1959) wie folgt:

Zur Schlupfzeit hat sie schon eine Länge von ca. 8 mm. Ihre Innenfläche ist in 11 bis 13 Primärfalten gelegt. Jede dieser Falten ist noch einmal in 6 bis 7 Sekundärfalten unterteilt und enthält eine zentrale Arterie und Vene. Die Schleimhautauskleidung besteht aus

Zylinderepithelzellen, unter denen sich die Tunica propria befindet. Falten und Wand der Bursa sind durch zahlreiche Follikel verdickt. Nach BOYDEN (1922) füllen 40 bis 60 Follikel pro Primärfalte die Tunica propria nahezu aus. Die zahlreichen gut entwickelten Bursafollikel im Alter von einer Woche werden auch in Abbildungen von GLICK (1966) deutlich.

ACKERMAN und KNOUFF (1959) beschreiben die Follikel als polyedrisch in der Form und durch lockeres Bindegewebe voneinander getrennt, das kleine Blutgefäße und Kapillaren enthält. Der Follikel selbst ist in Rinden- und Markschicht unterteilt, die eine Basalmembran trennt, die nach CHEVILLE (1967) immer Verbindung mit dem Bursalumen hat. Das Mark wird von den Verfassern als wichtigster Ort der Lymphozytenreifung bezeichnet. Lymphozyten aller Entwicklungsstadien liegen in den Netzmaschen der retikuloepithelialen Zellen. Nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) und RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) liegen die Lymphoblasten mehr in der Peripherie des Marks. An der Basalmembran entlang liegen Epithelzellen in einfacher Reihe (ACKERMAN und KNOUFF, 1959). Die Rindenzone enthält nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) undifferenzierte Mesenchymzellen und große und kleine Lymphozyten. Die dichtgedrängten Zellen geben der Rinde ein kompaktes Aussehen. RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) sehen erst im Alter von einer Woche eine deutlich ausgeprägte Rindenschicht. Die Granulozyten im Interstitium sind nach ihren Angaben nicht mehr vorhanden, und einzelne lymphoide Zellen haben den Charakter von Lymphoblasten und Plasmazellen angenommen. Auf die Tunica propria folgen schließlich eine schmale Schicht glatter Muskulatur, die äußere Tunica adventitia und ein

seröser Überzug.

Angaben über die weitere Entwicklung der Bursa Fabricii lassen sich in der uns zugänglichen Literatur nur vereinzelt finden. So beschreibt CORDIER (1969) die Markschrift der Bursafollikel im Alter von 17 Tagen als völlig ausgefüllt mit Retikulin, welches mit dem Epithel verbunden ist.

Im Alter von 10 Wochen ist nach Abbildung und Beschreibung von ARAMAKI (1968) die Tunica propria der Bursa mit nahe beieinander liegenden Follikeln ausgefüllt. Dazwischen befindet sich nur wenig Bindegewebe. Das Bursalumen wird nach der Beschreibung des Autors von säulenförmigen (Epithel)zellen ausgekleidet. Er deutet weiterhin die Trennung von Mark- und Rindenschicht durch die fortlaufende Basalmembran an.

Mit Abbildungen und kurzen Notizen gehen GARREN und BARBER (1955), WARNER und BURNET (1961) PETERSON und GOOD (1965) und CORDIER (1969) auf die gut entwickelte Mark- und Rindenschicht der Bursafollikel im Alter von 3 bis 4 Monaten ein. Nach ACKERMAN und KNOUFF (1959) hört die Lymphopoese erst im späten Stadium der Rückbildung der Bursa auf.

B. B u r s e k t o m i e

Zur Erforschung der Funktion der Bursa Fabricii wurden verschiedene Methoden zur Entfernung dieses Organs entwickelt. Sie lassen sich in chirurgische und hormonelle Bursektomie gliedern.

1. Chirurgische Bursektomie

RIDDLE und TANGE (1928) prägen den Begriff der Bursektomie. Sie entfernen bei Tauben im Alter von 30 Tagen die Bursa. Bei diesem Eingriff ist die Mortalität hoch. Bei den überlebenden bursektomierten Tieren stellen die Autoren keine Mangelercheinungen fest.

GLICK, CHANG und JAAP (1956) berichten über die chirurgische Entfernung der Bursa, und CHANG, RHEINS und WINTER (1957) geben eine ausführliche Darstellung der Operation:

Dicht unter der Schwanzwurzel wird mit dem Skalpell eingeschnitten, bis sich die Bursa so weit wie möglich mit einer Pinzette hervorziehen läßt. Man trennt sie dann möglichst dicht an ihrer Verbindung zur Kloake ab.

a) histologische Veränderungen der lymphatischen Organe nach chirurgischer Bursektomie

Auffälligste Befunde in den lymphatischen Organen der chirurgisch bursektomierten Tiere ist das fast vollständige Fehlen pyroninophiler Zellen in der Milz (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964).

Keimzentren in der Milz von Kontrolltieren und
bursektomierten Tieren nach JANKOVIĆ und
MITROVIĆ (1967a):

Versuchsgruppe	Zahl der Küken	durchschnittliche Zahl der Keimzentren		
		2 Wo	4 Wo	8 Wo
Kontrolltiere	17	2.9	7.8	26.6
bursektomierte Tiere	16	0.4	1.7	8.3

Bei zusätzlicher Röntgenbestrahlung wird außerdem die
Bildung von Keimzentren in der Milz und der Tunica propria
der Tonsilla caecalis verhindert (COOPER, PETERSON,
SOUTH und GOOD, 1966).

2. Hormonelle Bursektomie

JOLLY (1915) stellt fest, daß durch Kapaunisieren die
Involution der Bursa aufgehalten wird. Innerhalb einer
umfangreichen Arbeit über die Wirkung chronischer Über-
dosierung von Steroiden auf Organe beim Huhn berichtet
SELYE (1943) auch von morphologischen Veränderungen der
Bursa Fabricii. Er verabreicht den Küken Steroide in
ölicher bzw. wäßriger Lösung vom Schlupf an 20 bis 95 Tage
lang. Die Bursa ist nach seinen Angaben gegen alle
Steroidarten empfindlich. Nach 45 Tagen Behandlung sind
alle lymphatischen Elemente verschwunden und zurück
bleibt nur das Stroma und die Epithelschicht der Krypten.

Er weist weiter darauf hin, daß nach 95-tägiger Behandlung eine gewisse "Adaptation" und ein "Wiedererscheinen" der lymphatischen Elemente zu beobachten sei.

MEYER, RAO und ASPINALL (1959) injizieren am 5. Brutttag 19-Nortestosteron (ölig gelöst) in befruchtete Eier. Die Bursaanlage vakuolisiert nach ihren Angaben völlig und erscheint später als ein gewundener kurzer Kanal ohne Follikel. Das Wachstum der ventralen Anallippe ist gehemmt, und in der dorsalen Anallippe finden die Verfasser keine Muskulatur mehr. Das Lumen des Proktodaeum wird schmaler und arm an Schleimdrüsen. Kotanschoppung in der Kloake wird festgestellt.

GLICK (1961) berichtet über eine andere Art der hormonellen Bursektomie. Er taucht die Eier am 3. Bruttag in eine alkoholische Testosteronpropionatlösung. Das Körpergewicht der geschlüpften Küken ist deutlich erniedrigt im Vergleich zu Kontrollküken, die aus in Alkohol getauchten Eiern stammen. Das Bursagewicht ist nach GLICKs Angaben ebenfalls reduziert. Er führt weiter aus, daß 8 von 12 Küken nach dem Eintauchen der Eier in eine 2% alkoholische Testosteronpropionatlösung zur Zeit des Schlupfes keine Bursa mehr haben. 5 von 8 Küken sind im Alter von 2 Wochen bursalos. Küken von Eiern, die in eine 0,67% alkoholische Lösung von Testosteronpropionat getaucht wurden, zeigen Bursaeliminierung bei einem von 12 Tieren am Schlupftag und bei einem von 8 Tieren im Alter von 2 Wochen. Das Thymusgewicht ist nach GLICK (1961) in allen Fällen kaum vermindert.

GLICK und SADLER (1961) tauchen die Eier am 3. Brutttag (vor Entstehung der Bursaanlage) in verschiedene

Hormonlösungen. Diäthylstilböstrol wirkt stärker als Testosteronpropionat, vermindert das Bursagewicht deutlich und bewirkt sogar völliges Fehlen der Bursa. Die Tiere bleiben innerhalb einer Woche auffällig im Körpergewicht zurück. Diäthylstilböstrol vermindert nach Angaben der Autoren auch das Gewicht von Milz und Nebennieren.

WARNER und BURNET (1961) injizieren 1 und 2 mg Testosteron in ölicher Lösung in die Dottersäcke 4 bis 13 Tage alter Kükenembryonen. Nach Injektion von 2 mg Testosteron am 6. Tag oder früher finden sie keine Bursa mehr. Bei Injektion am 7. oder 8. Tag bildet sich nur eine sehr kleine Bursa. Die Autoren finden keinen Reaktionsunterschied zwischen männlichen und weiblichen Embryonen.

- a) histologische Veränderungen der Bursa
nach hormoneller Bursektomie

WARNER und BURNET (1961) beschreiben folgendes Bild:

Die abnorm kleine Bursa besitzt ein kleines, unregelmäßiges Lumen, das von scheinbar geschichtetem ("pseudostratified") Epithel gesäumt wird. Es hat an manchen Stellen kryptenartige Einziehungen. Bei Behandlung mit 2 mg Testosteron können die Verfasser kein lymphatisches Gewebe nachweisen. Bei geringerer Hormondosierung zeigen sich wenige kleine aber relativ reife Follikel. Verkümmerte Follikelbildung in allen Stadien beobachten WARNER und BURNET (1961) nach Testosteroninjektion am 8. oder 9. Tag. Von einem besonderen

Befund bei einem Embryo berichten sie, daß die Bursa auf einer Seite gut entwickelte Follikel aber auf der anderen Seite nur eine Art polypoides Wachstum des Epithels und nur angedeutete Follikelbildung zeigt.

Bei Testosteroninjektion am 13. Tag finden die Autoren am 19. Brutttag normal große Bursen, etwas weicher in der Konsistenz und 3 bis 4,5 mm im Durchmesser. Das Lumen ist vergrößert. Die unregelmäßigen Epithelfalten werden von den Verfassern mit Rektalepithel verglichen. Lymphatische Follikel finden WARNER und BURNET (1961) in den meisten Schnitten, wie in folgender Tabelle dargestellt wird.

Histologische Befunde der Bursa am 19. Brutttag
nach Testosteroninjektion am 13. Brutttag
(nach WARNER und BURNET, 1961):

Embryo-Nr.	Dottersack- injektion	Embryo-Nr.	Allantois- injektion
1	Eine Epithel- knospe	1-5	Keine epithelialen oder lymphatischen Follikel
2	Keine Follikel	6	Ungefähr 20 Epi- thelknospen, manche mit lymphatischem Einschlag; viele Knospen mit epithe- lialen Krypten. In 2 Fällen mit Lumen und Gebieten frü- her lymphatischer Veränderungen.
3	12 gut ent- wickelte und wenige kleine Epithelknos- pen mit etwas lymphatischem Charakter.		

Die Erscheinung des partiellen Ersatzes von lymphatischem Gewebe durch Epithelgewebe in den Follikeln beschreiben WARNER und BURNET (1961) als besonders deutlich bei Hormonbehandlung im späteren Entwicklungsstadium.

In Tabellenform geben WARNER und BURNET (1961) weiterhin eine Übersicht der Befunde bei Embryonen und Küken, die am 13. Bruttag die Hormoninjektion erhielten.

Histologische Befunde der Bursa nach Testosteronpropionatinjektion am 13. Bruttag
(nach WARNER und BURNET, 1961)

Zeitpunkt der Untersuchung	Durchmesser in mm	
nach 2 Tagen (15.Bruttag)	2,6;2,2;2,1;	Ein Tier mit wenig unreifen Follikeln, leichte Epithelaktivität und erhöhter Zellgehalt.
nach 5 Tagen (18.Bruttag)	2,0;1,6;2,9	Die größte Bursa mit ca. 20 typischen Follikeln; bei anderer Bursa nur wenige Epithelknospen. Insgesamt sehr zellhaltig mit Gebieten der Blutbildung.
nach 8 Tagen (beim Schlupf)	4,4;3,4;4,1; 3,2;3,3	Bei 2 Bursen keine Follikel, sonst wenige angedeutete Follikel; aktiv blutbildendes Gewebe.
nach 22 Tagen (2 Wochen alt)	2,1;2,9	Atrophische Veränderungen und verdickte Wand.
nach 36 Tagen (4 Wochen alt)	2,2;2,6	Teils ähnliche Atrophie, teils mäßig polypoides Wachstum.

Histologische Befunde der Bursa am 19. Bruttag
und 3 Tage nach Schlupf nach Testosteron-
injektion am 13., 15. und 17. Bruttag
(nach WARNER und BURNET, 1961)

Alter bei Hormonin- jektion	Untersuchungen am 19. Bruttag	Untersuchungen 3 Tage nach dem Schlupf
13.Bruttag	d: 4,3;4,3;3,8 3,7;3,6 mm Ziemlich dilatiert, Epithelzuwachs,ein- mal in Knotenform, keine typisch lymph- atischen Follikel.	d: 3,1;3,0;2,5;2,4 mm Partielle Atrophie, teil- weise mit Epithelzuwachs, keine lymphatischen Follikel.
15.Bruttag	d: 4,0;3,0;2,5 mm Verzerrte Krypten und Epithelfollikel; einmal Spuren von lymphatischen Follikeln.	d: 3,9;2,6;2,5 mm Polypoides Wachstum bei 2 Fällen, bei 2 anderen dazu lymphoepitheliale Follikel in atypischer Form.
17.Bruttag	d: 3,7;3,2;2,9; 2,9 mm Gut entwickelte lym- phatische Follikel mit verschiedenen Anomalien;Epithelak- tivität mit Prolife- ration und Auswüchsen, die zu normalen Folli- keln nicht in Beziehung stehen.	d: 4,3;3,0;3,0;2,6; 2,5 mm Verschiedene Formen der Atrophie und Ersatz der lymphatischen Follikel durch Epithelgewebe, das viele Krypten und Fort- sätze zeigt.

b) histologische Veränderungen der lymphatischen
Organe nach hormoneller Bursektomie

Bei 60 % der hormonell bursektomierten Küken finden WARNER, SZENBERG und BURNET (1962) einen normal entwickelten Thymus, bei 40 % zeigt sich verschieden starke Rindenatrophie, die bei 10 % der Küken zur völligen Rindenatrophie führt (s. auch Thymus). Im Alter von 3 bis 4 Wochen zeigen die zuletzt erwähnten Tiere normal entwickeltes Thymusmark, das nach Angaben der Verfasser 3 bis 4 Wochen später (etwa zum Zeitpunkt des Todes dieser Tiere) degenerativen Veränderungen unterliegt. SHERMAN und AUERBACH (1966) sehen eine abnormale Thymusentwicklung in keinem Fall nach Testosteroninjektion am 7. Bruttag, in 19 % der Fälle nach Injektion am 9. Bruttag und in 75 % der Fälle nach Hormoninjektion am 11. Bruttag.

In der Milz wechselt nach WARNER, SZENBERG und BURNET (1962) infolge hormoneller Bursektomie der Gehalt an lymphatischem Gewebe. Keimzentren sind nach Angaben der Autoren ausgebildet, Plasmazellen fehlen. Die Zahl der vorhandenen Follikel setzen die Verfasser in direkte Beziehung zum Grad der Thymusrindenatrophie.

c) allgemeine Schädigung nach hormoneller
Bursektomie

WARNER und BURNET (1961) berichten von abnorm hoher Mortalität und allgemeinem schlechten Gesundheitszustand bursektomierter Küken. Das Schlupfergebnis ist nach WARNER, SZENBERG und BURNET (1962) nur leicht herabgesetzt.

MERKENSCHLAGER, RIEDEL, KIRCHNER und LÜSCH (1966)

bursektomieren Küken hormonell durch Eintauchen der Eier am 3. Bruttag in 3 g Testosteronpropionat /100 ml Äthanol bei 5°C. Sie geben für behandelte und Kontrolltiere dasselbe Schlupfergebnis von 70 % an.

Die Lebensfähigkeit der bursektomierten Küken ist nach WARNER, SZENBERG und BURNET (1962) stark herabgesetzt. Nur etwa 25 % der Tiere erreichen ein Alter von 4 Wochen. Nach SHERMAN und AUERBACH (1966) schwankt die Zahl der überlebenden Küken nach hormoneller Bursektomie zwischen 50 und 75 %.

d) Wirkungsmechanismen von Steroidhormonen bei
hormoneller Bursektomie

SZENBERG und WARNER (1961), WARNER, SZENBERG und BURNET (1962) und WARNER (1965) betonen, daß der Einfluß der Hormone nicht nur in einer quantitativen Reduktion immunologischer Fähigkeiten sondern auch in der selektiven Hemmung in einigen Körperregionen ("regions") bestehe, wobei andere Gebiete unberührt bleiben. Diese werden später der Reihe nach inaktiviert, je schwerer das Tier betroffen ist. (Z.B. Thymusrindenatrophie).

RAO, ASPINALL und MEYER (1962) erörtern folgende Möglichkeiten der Hemmungsweise von Steroidhormonen:

1. Lymphozytolyse;
2. Differenzierungshemmung (bei Annahme der epithelialen Herkunft) und
3. Mitosehemmung (letztere eventuell verursacht durch Interferenz der Androgene mit der Zellatmung, O₂ - Verbrauch, Glukoseoxidation, Protein- und Nukleinsäuresynthese.

Nach ACKERMAN und KNOUFF (1963) besteht zwischen dem Grad der Aktivitätsminderung von alkalischer Phosphatase durch Testosteron im subepithelialen Mesenchym der Bursa und der Stärke der Hemmung auf die lymphatischen Follikel der Bursa eine direkte Beziehung.

e) Zeitpunkt der hormonellen Bursektomie

WARNER (1966) stellt fest, daß die Bursa zwar um einige Tage später als der Thymus in Funktion tritt, daß man jedoch eine gewisse Aktivität schon in den 4 bis 5 letzten Bruttagen annehmen könne. Darum sind nur durch entsprechend frühe hormonelle Bursektomie völlig bursalose Versuchstiere zu erhalten. Der Autor setzt bei hormonell bursektomierten Tieren eine größere Zerstörung immunologischer Reaktivität voraus als bei chirurgisch bursektomierten Tieren.

C. F u n k t i o n

FABRICIUS (1621) nahm an, daß die Bursa dazu diene, die Samenflüssigkeit des Hahnes aufzunehmen und zu speichern. JOLLY (1915) bezeichnet sie als eine Art Thymus in der Kloake ("cloacal thymus"). Er vermutet weiterhin, daß die Bursa eine Rolle im Ernährungsstoffwechsel spielt. Hunger und Bestrahlung schädigen sie nach seinen Angaben.

1. Funktionelle Veränderung nach Bursektomie

Seit Einführung der Bursektomie sind bessere experimentelle Bedingungen zur Erforschung der Funktion der Bursa Fabricii gegeben.

So sind bei bursektomierten Küken die Gammaglobuline vermindert (LONG und PIERCE, 1963; ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966) oder fehlen fast völlig (COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1966). Nach MERKENSCHLAGER, RIEDEL, KIRCHNER und LÖSCH (1966) bilden bursektomierte Küken verspätet oder gar nicht Ig G (7s). Bei zusätzlicher Bestrahlung sind nach COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) keine Antikörper nachzuweisen. Nach WARNER (1966) fehlen sie auch ohne Bestrahlung völlig. Er deutet das Problem an, warum hypogammaglobulinämische Küken überhaupt Antikörper bilden können und verweist auf seine Feststellung, daß solche Tiere viel mehr Gammaglobuline besitzen als selbst für den höchsten Bedarf an Antikörpern notwendig wäre. Es besteht seiner Ansicht nach die Möglichkeit, daß diese Tiere Gammaglobulin bilden, das keine Antikörperaktivität besitzt.

Aus verschiedenen Untersuchungen ist bekannt, daß bei bursektomierten Tieren die Antikörpertiter gegen bakterielle Antigene (CHANG, RHEINS, WINTER, 1957, 1959; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966), gegen Bakteriophagen (EYCKMAN, SCHONNE und EYSSEN, 1968) und gegen Proteinantigene (MUELLER, WOLFE, MEYER und ASPINALL, 1962; ACKERMAN und KNOUFF, 1963; JANKOVIĆ, ISAKOVIĆ und HORVAT, 1967) vermindert sind. Die Resistenz gegen manche Virusinfektionen (Geflügelpocken und Avian Myeloblastosis Virus) ist nach Bursektomie bis zu einer gewissen Altersgrenze vermindert (SADLER und EDGAR, 1968).

Dagegen sind bursektomierte Küken nach PETERSON, BURMESTER, FREDERICKSON und GOOD (1963) und PETERSON, BURMESTER, FREDERICKSON, PURCHASE und GOOD (1964) kaum empfänglich für viszerale Lymphomatose, verursacht durch Virus RPL 12.

Aus einer Reihe von Untersuchungen geht hervor, daß sich bei chirurgischer Bursektomie eine gewisse Antikörperreaktion auf antigenen Reiz hin einstellt, wenn zuvor eine ganze Bursa transplantiert wurde (ISAKOVIĆ, JANKOVIĆ, POPESKOVIĆ und MILESOVIĆ, 1963; ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; ST. PIERRE und ACKERMAN, 1965; DENT, PEREY, COOPER und GOOD, 1968) oder Bursazellen (COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1966) oder Bursazelleextrakte (GLICK, 1966) verabreicht wurden. Aus histologischen und funktionellen Veränderungen nach Entfernung der Bursa geht klar hervor, daß sie in Zusammenhang mit der Bildung von Immunglobulinen steht.

2. Immunglobulinbildung in der Bursa

Zur Klärung der Frage, ob die Bursa Fabricii selber Antikörper bildet, wurden neben Bestimmung der Antikörperaktivität von Bursazellsuspensionen vor allem Immunfluoreszenzmethoden angewandt. Während DENT und GOOD (1965) nach Immunisierung mit Schaferythrozyten keine hämagglutinin- bzw. hämolysinhaltigen Zellen in der Bursa feststellen können und JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967)

bei 10 Wochen alten Küken mit Hilfe der Immunfluoreszenz keine Antikörperbildung in der Bursa feststellen, sehen KERSTETTER, BUSS und WENT (1962) bei 15 Wochen alten und einigen Wochen älteren Fasanen nach Antigenverarbeitung Nester von fluoreszierenden antikörperhaltigen Zellen in der Bursa. THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN (1968) können in vitro in der Bursa am 15. Bruttag keine globulinhaltigen Zellen nachweisen. Am 18. Tag erscheint nach ihren Angaben ein dünner Rand fluoreszierenden Zytoplasmas in den Bursafollikeln. Die Immunglobuline sind nach den Untersuchungen der Autoren offensichtlich innerhalb der Zelle gelagert. Die meisten globulinhaltigen Zellen finden sie in der Markzone. Um den 7. Lebenstag erscheinen sie teilweise auch in der Rindenschicht, und von da ab sind sie auch im Interstitium, besonders zwischen Epithel und Follikel zu finden. Die Anwesenheit dieser Zellen bringen die Autoren in Zusammenhang mit den im Interstitium vorhandenen stark pyroninophilen Zellen. Bei keimfrei aufgezogenen Küken erhalten sie annähernd die gleichen Ergebnisse, nur ist die Zahl der fluoreszierenden und pyroninophilen Zellen herabgesetzt. GROSSI, GENTA, FERRARINI und ZACCHEO (1968) finden keine immunglobulinhaltigen Zellen in der Bursa während der Brutzeit bis zum Alter von einem Tag nach dem Schlupf. Ab dem 2. Lebenstag finden sich zunehmend vorwiegend in der Markzone der Follikel immunglobulinhaltige Zellen. Nach dem 5. Lebensmonat lassen sich kaum noch immunglobulinhaltige Zellen in der Bursa feststellen.

3. Bedeutung der Bursa für immunologische Reaktionen

WARNER und SZENBERG (1962), WARNER, SZENBERG und BURNET (1962), WARNER und SZENBERG (1964) und WARNER (1965) prägen den Vogel betreffend den Begriff von der Trennung immunologischer Verantwortlichkeit ("Dissociation of immunological responsiveness"). Hinsichtlich dieses Begriffes untersuchen die oben zitierten Autoren ebenso wie COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) immunologische Reaktionen beim Küken. Sie grenzen ein thymusabhängiges und ein bursaabhängiges System gegeneinander ab. Unter Thymuskontrolle stehen nach Auffassung aller Autoren die kleinen Lymphozyten, die Entwicklung einer Art von Gewebe entsprechend der weißen Milzpulpa und die zellgebundenen immunologischen Reaktionen. Dem Bursasystem ordnen alle Verfasser die größeren Lymphozyten und die Plasmazellen zu, die an humoral vermittelten Reaktionen beteiligt sind.

Dabei ist noch nicht klar bewiesen, ob Bursazellen in lymphatische Organe (Milz und Tonsilla caecalis) einwandern oder ob ein humoraler Faktor eine Stimulierung der Lymphozyten in den lymphatischen Organen bewirkt.

Für das Vorhandensein eines humoralen Faktors sprechen sich JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964), ST. PIERRE und ACKERMAN (1965), GOOD, GABRIELSON, COOPER und PETERSON (1966) und WARNER (1966) aus. Gestützt wird diese Annahme durch die Tatsache, daß die Fähigkeit zur Antikörperbildung bei bursektomierten Tieren durch Bursatransplantate in zellreichen Millipore-Kammern wiederhergestellt werden kann (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; ST. PIERRE und ACKERMAN, 1965). Eine Auswanderung von Bursazellen in die lymphatischen Organe halten THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIEERS (1957), WOODS und LINNA (1965), WARNER (1966) und CLAWSON, COOPER und GOOD (1967) für wahrscheinlich.

WOODS und LINNA (1965) beschreiben einen Transport markierter Zellen von der Bursa zu Milz und Thymus. CLAWSON, COOPER und GOOD (1967) unterscheiden elektronenmikroskopisch Bursalymphozyten aufgrund des Vorkommens von Polyribosomen von Thymuslymphozyten.

D. Zusammenfassung

Zusammenfassend kann die Bursa Fabricii als ein zentrales lymphatisches Organ betrachtet werden, dessen Entwicklung am 5. Brutttag und dessen Lymphopoese zwischen 16. und 18. Brutttag beginnt. Sie steuert vor allem die Bildung von Plasmazellen und damit die Produktion von Immunglobulinen und Antikörpern.

THYMUS

A. Entwicklung

1. Organentwicklung

a) im Embryonalstadium

Der Thymus entstammt der 3. und 4. Schlundtasche (VERDUN, 1898; LILLIE, 1919; HAMMOND, 1954; SCHRIER und HAMILTON, 1952). SCOTHORNE (1957) beschreibt vor der Entstehung der eigentlichen Thymusanlage bei primitiveren Vögeln wie dem Kaiserpinguin eine Verdickung an der 2. Schlundtasche, die beim Huhn nur vorübergehend festzustellen ist.

Über die Frage der Beteiligung endo- und ektodermalen Gewebes an der Thymusbildung herrscht keine Übereinstimmung. KASTSCHENKO (1887) erörtert die Möglichkeit, daß das Ektoderm zur Bildung des epithelialen Anteils des Thymus beitragen könne. Nach HAMMOND (1954) und SCHRIER und HAMILTON (1952) ist der Thymus ein Abkömmling des branchialen Ektoderms in Zusammenhang mit der 3. und 4. Schlundtasche. CHEN und RUTH (1966) vertreten die Ansicht, daß der Ursprung des Thymus an der Berührungsstelle von Endo- und Ektoderm entsteht und daß beide Gewebe gleichermaßen zu seiner Entstehung beitragen.

Nach VENZKE (1952) und ACKERMAN und KNOUFF (1964) wird der Thymusursprung als Zellanhäufung am 5. Brutttag sichtbar. Mit der Streckung des Halses verlängern sich auch diese paarigen Ursprünge und legen sich eng an die Jugularvenen an (ACKERMAN und KNOUFF, 1964). Um den 7. bis 8. Brutttag sind 2 Lappen und am 9. Brutttag 4 Lappen ausgebildet. Der

fertig ausgebildete Thymus besteht zur Zeit des Schlupfes aus jeweils 7 Lappen an jeder Halsseite entlang den Jugularvenen (MAUGHAN, 1938; VENZKE, 1952; ACKERMAN und KNOUFF, 1964). Die Thymuslappen erstrecken sich nach MAUGHAN (1938) und VENZKE (1952) nicht bis in die Brusthöhle, nach ACKERMAN und KNOUFF (1964) bis in den oberen Brustraum. Jeder Thymuslappen ist durch Bindegewebssepten noch einmal unvollständig in Läppchen unterteilt (ACKERMAN und KNOUFF, 1964).

ROMANOFF (1960) gibt an, daß das Thymusgewicht bei weiblichen Kükenembryonen niedriger als das bei männlichen ist. Er verdeutlicht an einer Gewichtstabelle das rasche Ansteigen des Thymusgewichts vom 16. Bruttage an.

Thymusgewicht und Körpergewicht im Embryonalstadium vom 16. Bruttage an (nach ROMANOFF, 1960)

Alter des Embryonen in Tagen	Körpergewicht in g	Thymusgewicht in mg
10	1,72	3,421
12	2,54	4,657
14	7,68	7,026
16	12,60	8,690
18	20,24	26,177
21	35,39	37,632
1 Tag nach Schlupf	-----	0,101 g

b) nach dem Schlupf

Die Zeit der Rückbildung gibt WARNER (1964) mit 4 bis 5 Monaten an. Beim erwachsenen Huhn findet er wenig

rötliches Thymusgewebe im Gegensatz zum blassen Gewebe beim jungen Vogel. Der sich rückbildende Thymus ist nach WARNERS Angaben meist in Fettgewebe versteckt.

2. Histologische Entwicklung

a) im Embryonalstadium

Um die Zellanhäufung vom 5. Bruttag bilden sich nach ACKERMAN und KNOUFF (1964) zwischen dem 5. und 6. Bruttag keine Gefäße oder Blutzellen aus. Noch am 5. Bruttag beginnt das lockere Mesenchym um den Thymusursprung herum sich zu verdichten und eine Kapsel zu bilden (ACKERMAN und KNOUFF, 1964). Zwischen 7. und 8. Bruttag bilden sich an der Peripherie des Thymusursprungs durch Epithelproliferation knospenartige Vorsprünge, zwischen denen sich Kapselbindegewebe befindet. Diese Vorgänge sind nach ACKERMAN und KNOUFF (1964) als Beginn der Lappung anzusehen. Am 7. Tag erscheint der Thymus rein epithelial (VENZKE, 1952; ACKERMAN und KNOUFF, 1964). Die Kapsel aus verdichtetem Mesenchymmaterial ist schon gut entwickelt und besteht aus mehreren Schichten konzentrisch angeordneter fibroblastenartiger Zellen (ACKERMAN und KNOUFF, 1964). Von dieser Zeit an beschreiben die zuletzt genannten Autoren eine kontinuierliche Basalmembran, die die Kapsel von dem sich entwickelnden Thymusursprung trennt und keinen Zellaustausch zuläßt.

Nach ACKERMAN und KNOUFF (1964) differenzieren sich die Epithelzellen zwischen dem 7. und 8. Bruttag entweder zu sogenannten retikuloepithelialen Zellen mit blassem

Kern und deutlichen Zytoplasmafortsätzen oder zu Lymphoblasten. Letztere entstehen durch Zunahme der Basophilie und Vergrößerung von Kern und Zelleib.

Zwischen 9. und 10. Brutttag enthalten Thymusursprung und Mesenchym nach Angaben von VENZKE (1952) eine große Anzahl von Lymphozyten, wobei die meisten in den kranialen Thymuslappchen zu finden sind. ACKERMAN und KNOUFF (1964) finden am 10. Brutttag viele Lymphoblasten im Thymusursprung, die im Laufe des 11. Bruttages zu großen und mittleren Lymphozyten reifen, die zwischen den retikuloepithelialen Zellen liegen. Erst um den 11. bis 12. Tag erscheinen nach ihren Beobachtungen auch kleine Lymphozyten. Nach PAPERMASTER und GOOD (1962) setzt die Lymphozytenbildung am 12. Brutttag ein. Der Anstieg der Lymphozytenzahl ist mehr auf Epithelzelltransformation als auf Lymphoblastenmitose zurückzuführen (ACKERMAN und KNOUFF, 1964).

Die Thymusrinde ist nach VENZKE (1952) und ROMANOFF (1960) bereits am 12. bis 13. Brutttag deutlich vom Mark abgesetzt. Sie enthält dichtgedrängte Lymphozyten in den Maschen der Retikuloepithelialzellfortsätze. Am 19. Brutttag sind Rinden- und Markzone endgültig voneinander abgesetzt. Kleine Lymphozyten beherrschen nach Angaben der Autoren das Bild, jedoch erscheinen auch große und mittlere Zellen im gesamten Rindenbereich.

Nach VENZKE (1952) und ACKERMAN und KNOUFF (1964) besteht das künftige Mark zur Zeit des 11. Bruttages fast ausschließlich aus hypertrophierten retikuloepithelialen Zellen, die sich in engem Zusammenhang mit den Gefäßen entwickeln. ACKERMAN und KNOUFF (1964) beschreiben endothelausgekleidete Kanäle, die vom Zentrum her in die Thymuslappchen verlaufen. Diese Gefäße schieben die Basalmembran vor sich her, die das Parenchym von den

Gefäßen trennt. Die Verfasser vermuten, daß die Lymphozyten von der Rinde in das gefäßreichere Mark einwandern, um von dort aus in den Kreislauf zu gelangen. SAINTE MARIE und LEBLOND (1958) beobachten bei Ratten diesen Weg der Lymphozyten und ihre amöboide Diapedese in die Gefäße. Nach VENZKE (1952) wandern die Lymphozyten beim embryonalen Kükenthymus vom Mark in die Rinde. Am 12. bis 13. (VENZKE, 1952) bzw. 15. Brutttag (ACKERMAN und KNOUFF, 1964) erscheinen in der sich anbildenden Markzone Zusammenlagerungen von 2 bis 3 hypertrophierten Epithelzellen, die als Äquivalent der beim Säugერთhymus beschriebenen Hassallschen Körperchen angesehen werden. VENZKE (1952) und ACKERMAN und KNOUFF (1964) beschreiben sie als retikuloepitheliale Zellen mit starker Azidophilie und Zeichen der Degeneration, da sich PAS-positives Material in ihrem Zytoplasma anhäuft.

Vom 7. bis 9. Brutttag beschreiben ACKERMAN und KNOUFF (1964) die beginnende Einkapselung der sich entwickelnden Läppchen mit zellarmem Bindegewebe. VENZKE (1952) schildert diese Vorgänge vom 9. bis 10. Tag. Um den 18. Brutttag wächst nach VENZKE (1952) von der ursprünglichen Thymuskapsel das Bindegewebe in Septen um die primären Läppchen. Zuerst erscheint das bindegewebige Thymusstroma noch locker, aber allmählich rücken die Läppchen dichter zusammen und engen das Bindegewebe zu dünnen Septen ein.

Auch beim Thymus gehen die Ansichten über die Herkunft der Lymphoblasten auseinander. So vertritt DANCHAKOFF (1908) die Meinung, daß die Lymphozyten und Eosinophilen im Thymus dem Mesenchym und das Retikulum und die

Äquivalente der Hassallschen Körperchen dem epithelialen Thymusanteil entstammen. VENZKE (1952) beobachtet im Stadium vom 7. bis 8. Bruttag eine Verbindung von Zellfortsätzen der Epithelzellen im Thymusursprung und der Mesenchymzellen in der Umgebung. Er beschreibt im Mesenchym Lymphozyten verstreut und auch um Gefäße geballt. Nach seinen Angaben wandern die Lymphozyten vom Mesenchym in die Peripherie der Thymusanlage.

BALL und AUERBACH (1960) und AUERBACH (1961) sind der Meinung, daß bei Maus und Küken das Mesenchym, das den sich entwickelnden Thymus umgibt, eine induktive Wirkung auf Lappung und Wachstum des Thymus aber nicht mit Sicherheit auf die Lymphozytenbildung in diesem Organ ausübt.

MILLER (1961) vertritt bei der Maus und ACKERMAN und KNOUFF (1964) vertreten beim Huhn die Ansicht, daß die Thymuslymphozyten rein epithelialer Herkunft sind. ACKERMAN und KNOUFF (1964) begründen diese Ansicht mit folgenden Argumenten:

Im Gewebe von Kapsel oder Mesenchym in der Nähe des Thymus vor und während der Lymphozytenbildung und -reifung weisen sie keine Lymphoblasten, keine Lymphozyten und ebenfalls keine Blutbildung nach. Weiterhin betonen sie die Kontinuität der Basalmembran, die jegliche Zellwanderung verhindert und verweisen auf die Darstellung fortlaufender morphologischer Umwandlungen der Zellen von reinen epithelialen Zellen über Lymphoblasten bis zu ausgereiften kleinen Lymphozyten.

b) nach dem Schlupf

Im ausgereiften Stadium (um den Schlupftag) liegen die jeweils 7 Thymuslappen an den paarigen Jugularvenen entlang.

Ihre Bindegewebskapsel setzt sich in Septen innerhalb der Lappen fort und bildet die Lobuli. Auf die bindegewebige Umrandung dieser Einzelläppchen folgt die Rindenschicht, die aus retikuloepithelialen Zellen und vornehmlich dicht gedrängten kleinen Lymphozyten besteht. Die lockere, gefäßreiche Markschrift enthält in den Maschen der retikuloepithelialen Zellen Lymphozyten aller Reifestadien, wobei die reifen Zellen mehr zentral liegen (VENZKE, 1952 und ACKERMAN und KNOUFF, 1964).

WARNER (1964) beschreibt die histologischen Veränderungen des Thymus beim erwachsenen Huhn. Im Alter von 2 bis 3 Monaten erscheint die Rinde deutlich ausgeprägt durchsetzt mit kleinen Lymphozyten.

CLAWSON, COOPER und GOOD (1967) gehen ausführlich auf die Feinstruktur der Thymuslymphozyten bei 2 Monate alten Hühnern ein:

Ein dünner Rand von Zellplasma umgibt den dicht mit Chromatin ausgefüllten Zellkern. Der Nucleolus ist fast davon verdeckt. Die Mitochondrien im Zellplasma erscheinen nach den Angaben der Autoren kleiner und dichter als bei den Bursalymphozyten. Am deutlichsten unterscheiden sich Bursa- und Thymuslymphozyten ihrer Beschreibung nach in der Anordnung der Ribosomen. In den Thymuslymphozyten liegen die Ribosomen im Zellplasma verstreut und nur an manchen Stellen dichter gedrängt, wobei andere Stellen völlig frei bleiben. PETERSON und GOOD (1965) stellen fest, daß die Lymphozyten im Thymus kleiner und damit eher reifer als die Bursalymphozyten seien. SHERMAN und AUERBACH (1966) dagegen sind der Auffassung, daß Thymuslymphozyten des reifen Organs im Endstadium kleiner seien.

Im Thymusmark des 2 bis 3 Monate alten Huhns besteht das Stroma nach WARNER (1966) aus Retikulumzellen mit zahl-

reichen Epithelzellen, wenigen Lymphozyten, einigen Äquivalenten der Hassallschen Körperchen und Kolloid, dessen Zysten und Gänge nach WARNERS Vermutungen degeneriertes Epithel darstellen. Die stärkste Altersveränderung besteht nach seinen Angaben im Verlust der Rinde. Mit 8 bis 9 Monaten ist sie völlig zurückgebildet. Das Markgewebe schließt rundherum direkt an die Kapsel an. Nach der Brutzeit erscheint nach den Beobachtungen des Verfassers im Alter von einem Jahr die Rinde wieder, und der gesamte Thymus ähnelt wieder einem Organ im Stadium von 2 bis 3 Monaten.

B. Funktion

1. Funktionelle Veränderung nach Thymektomie

a) beim Säuger

Direkt nach der Geburt thymektomierte Mäuse zeigen bei der Aufzucht 5 bis 15 % Mortalität (MILLER, 1961) und erreichen im Durchschnitt nur ein Alter von 3 Monaten (PARROTT und EAST, 1962). Sie sterben unter ausgeprägten Symptomen einer "wasting disease" (MILLER, 1961): Kümmerern, Gewichtsminderung, struppiges Fell, aufgekrümmter Rücken und stelzender Gang, dünne Haut und Knochen, kein subkutantes Fett, Lebernekrosen und Darmhämorrhagien (PARROTT und EAST, 1962). Mäuse, die erst nach einer Lebenswoche thymektomiert werden, zeigen normales Wachstum (PARROTT und EAST, 1962).

Kleine Laboratoriumssäuger können nach Thymektomie anschließend an die Geburt je nach Art des Antigens nur

vermindert Antikörper bilden (JANKOVIĆ, WAKSMAN, ARNASON, 1962; MILLER, 1961; FICHTELIUS, LAURELL, PHILIPSSON, 1961; MILLER, DE BURGH, GRANT, 1965; COOPER, PETERSON, GOOD, 1965; GOOD, DALMASSO, MARTINEZ, ARCHER, PIERCE und PAPERMASTER, 1966). Erfolgt die Thymektomie erst im Alter von 6 Wochen ist nach MILLER, DE BURGH und GRANT (1965) keine Verminderung der Antikörperbildung nachzuweisen. Nach COMSA (1957), MILLER (1961) und DALMASSO, MARTINEZ, SJODIN und GOOD (1963) stellt die Transplantation von Thymusgewebe bei thymektomierten Säugern die immunologischen Fähigkeiten ganz oder teilweise wieder her.

b) beim Vogel

Im Gegensatz zu den Verhältnissen beim Säuger wird beim Küken die Fähigkeit zur Antikörperbildung durch Entfernung des Thymus nicht oder nur geringfügig beeinträchtigt (WARNER, SZENBERG, 1962; GRAETZER, WOLFE, ASPINALL, MEYER, 1963; ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON und GOOD, 1965). Dagegen tritt eine deutliche Beeinträchtigung zellvermittelter immunologischer Reaktionen wie verzögerte Abstoßung von Hauttransplantaten (WARNER und SZENBERG, 1962; RUTH, ALLEN und WOLFE, 1964; COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1966) und verminderte Überempfindlichkeitsreaktionen vom Spättyp ein (COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1966).

2. Histologische Veränderungen der lymphatischen Organe nach Thymektomie

Im Gegensatz zu den funktionellen Veränderungen entsprechen sich die histologischen Veränderungen in den lymphatischen Organen nach Thymektomie beim Säuger und Vogel mehr.

So sind bei Mäusen nach Thymektomie die Lymphozyten im Blut, in der Milz und in den Lymphknoten vermindert (MILLER, 1961 und PARROTT und EAST, 1962) und es kommt zu Atrophie der Peyerschen Platten und Verarmung der lymphatischen Follikel an lymphatischem Gewebe. In den Lymphknoten wird das lymphatische Gewebe durch Histiozyten, proliferiertes retikuläres Gewebe und bisweilen pyroninophile Zellen ersetzt. Die rote Pulpa der Milz ist vermehrt und die Sinus gefüllt mit polymorphkernigen Zellen. Allgemein ist in der Milz eine Granulozytenvermehrung nachzuweisen (PARROTT und EAST, 1962).

Dagegen werden normale Werte für Plasmazellen, Keimzentren in der Milz und für Plasma-Proteinwerte festgestellt (JANKOVIĆ, WAKSMAN und ARNASON, 1962; COOPER, PETERSON und GOOD, 1966).

Auch beim Küken verringert sich die Anzahl der peripheren Lymphozyten (WARNER u. SZENBERG, 1962; COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1965) und die Anzahl der Lymphozyten in Milz, Blinddarm und Bursafollikeln (JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964). Die Zahl der Keimzentren in der Milz und die Zahl der plasmatischen Zellen entsprechen den Zahlen bei normalen Tieren (JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964; COOPER, SCHWARTZ und GOOD, 1966).

3. Antikörperbildung im Thymus

THORBECKE und KENNING (1963) vertreten die Ansicht, daß der Thymus kein wichtiger Ort der Antikörperbildung sei. THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN (1968) finden in Thymuszellen in vitro im Gegensatz zu Bursazellen wenig Gamma-G- und keine Gamma-M-Globulinbildung. Mit Hilfe der Immunfluoreszenz finden sie bis zum 7. Tag nach dem Schlupf im Thymus weder Gamma-G- noch Gamma-M-Globulin, ab dem 7. Tag dann einzelne Zellen im Thymusmark, die Gamma-G-Globulin enthalten. Auch JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967) finden bei 10 Woche alten Küken einzelne antikörperhaltige Zellen im Thymusmark und zum Teil dicht an die Peripherie der Keimzentren angelagert.

4. Bedeutung des Thymus für immunologische Fähigkeiten

Aus dem Gesagten geht hervor, daß der Thymus eine zentrale Stellung im immunologischen Geschehen einnimmt. Während der Thymus des Säugers das bisher einzige eindeutig nachgewiesene zentrale lymphatische Organ ist, von dem die meisten kleinen Lymphozyten abstammen (WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962; ARNASON, JANKOVIĆ und WAKSMAN, 1962 und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966), bestehen beim Vogel, wie bei der Bursa schon erwähnt, zwei immunologische Funktionssysteme. Der Thymus spielt eine zentrale Rolle in der zellvermittelten Immunität, wie z.B. der Transplantationsimmunität (WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962; ASPINALL, MEYER, GRAETZER und WOLFE, 1962; WARNER und SZENBERG, 1962; JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1966; COOPER,

PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966 und WARNER, 1966), der "graft-versus-host"-Reaktion (WARNER, 1966; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966 und JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1966), der allergischen Reaktionen vom verzögerten Typ (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON und GOOD, 1965; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966 und WARNER, 1966).

Die Wirkungsweise dieser Steuerfunktion des Thymus ist nicht genau bekannt. Nach WARNER (1964) sind die Lymphozyten in der Thymusrinde des Kükens immunologisch nicht aktiv. Die wenigen aktiven Lymphozyten im Thymusmark können seiner Ansicht nach entweder im Thymusmark gereift sein oder mit dem Blut als reife Lymphozyten in den Thymus transportiert worden sein. MILLER (1961) nimmt beim Säuger entweder einen hormonartigen Faktor an, der die Lymphopoese in den lymphatischen Organen fördert oder eine direkte Wanderung von Thymuszellen in die lymphatischen Organe, wo sie dann immunologisch kompetent werden.

Beim Vogel vermuten COOPER, PETERSON und GOOD (1965) außerdem einen "Erkennungsmechanismus" (recognition - mechanism) der Thymuszellen, ohne dessen Einfluß die Bursa allein nur Immunglobuline aber keine speziellen Antikörper bilden kann.

C. Zusammenfassung

Zusammenfassend kann der Thymus des Kükens als zentrales lymphatisches Organ betrachtet werden, dessen Entwicklung am 5. Bruttag beginnt. Er ist entscheidend für die Bildung kleiner Lymphozyten und damit der zellvermittelten Immunitätsphänomene verantwortlich.

M I L Z

A. Entwicklung

1. Organentwicklung

a) im Embryonalstadium

Am 4. (DANCHAKOFF, 1916) bzw. 5. Bruttag (ROMANOFF, 1960) beginnt die Entwicklung der Milz beim Vogel mit einer Zellverdichtung im Mesenchym des Mesenteriums über dem Pankreasursprung. Am 9. Bruttag ist sie 1,0 bis 1,5 mm lang. Bis zum 20. Tag erreicht sie eine Länge von 4 mm und nimmt dabei allmählich eine rundliche Gestalt an (ROMANOFF, 1960).

b) nach dem Schlupf

Die fertig ausgebildete Milz nach dem Schlupftag liegt rechts am Übergang vom Drüsen- in den Muskelmagen und wird nach dem Abheben des Darmkonvoluts sichtbar. Die Milz des Huhns hat ca. 0,1 bis 0,3 % des Gesamtkörpergewichts, erreicht ihre Maximalgröße im Alter von 3 bis 4 Monaten und ist bei der Henne relativ schwerer als beim Hahn (DRIEUX, 1962).

2. Histologische Entwicklung

a) im Embryonalstadium

Nach ROMANOFF (1960) vermehren sich die primitiven Mesenchymzellen der Milzanlage intensiv und bilden um den 6. bis 8. Brutttag einen geschlossenen Zellverband. Blutgefäße besitzt die Milz ungefähr vom Beginn ihrer Entwicklung an. Sie wachsen von der Omphalomesenterialvene her ein (ROMANOFF, 1960). Am 8. Brutttag ist die Milz von einer einfachen Schicht flacher Peritonäalzellen bedeckt. Sie erhält eine spongiöse Zellstruktur, die durch die Bildung von Spalten zwischen den Zellen entsteht. Diese Zwischenräume vereinigen sich netzartig und bilden venöse Sinus, sobald das Netz Verbindung zu den Venen hat. Die Mesenchymzellen am Rande der Sinus flachen sich ab und bilden ihre innere Auskleidung (ROMANOFF, 1960). Nach DANCHAKOFF (1916) beginnt ein Teil der Mesenchymzellen sich zu lymphoiden "Hämozytoblasten" oder innerhalb der Sinus zu Erythroblasten zu differenzieren. JANKOVIĆ (1968) dagegen nimmt an, daß die Lymphozyten außerhalb der Milz entstehen. Am 12. bis 13. Tag beginnt nach DANCHAKOFF (1916) die Granulopoese in der Milz. Zur gleichen Zeit wachsen Arterien in die Milz hinein und verzweigen sich dort. Um diese Gefäße herum setzt intensive Proliferation der Mesenchymzellen ein. Diese bilden um den 15. Tag mit kleinen Inseln den Ursprung der weißen Pulpa. Zwischen 15. und 17. Tag erscheinen kleine Lymphozyten, und die Verbindung zwischen venösen und arteriellen Gefäßen wird ebenfalls hergestellt (DANCHAKOFF, 1916).

b) nach dem Schlupf

Die Milz wird umhüllt von einer fibroelastischen Kapsel, die schichtweise angeordnete, glatte Muskelfasern enthält. Diese Muskelfasern sind weniger ausgebildet als beim Säuger (DRIEUX, 1962 und AL DABAGH u. ABDULLAH, 1963). Nach AL DABAGH und ABDULLAH (1963) verdickt sich die Kapsel am Hilus, an dem die Blutgefäße münden und die Milz verlassen.

Die Vogelmilz wird nicht von Trabekeln unterteilt wie die Milz des Säugers. Statt dessen durchzieht die ganze Milz ein dichtes Netzwerk aus Retikulumzellen, von denen kollagene und retikuläre Fasern ausgehen, die das bindegewebige Gerüst der Milz bilden (AL DABAGH und ABDULLAH, 1963 und JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964).

Die rote und weiße Pulpa ist in der Vogelmilz nicht so scharf getrennt wie in der Säugermilz (THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS, 1957). Nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957), JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964) und COOPER, PETERSON und GOOD (1965) sind kleine Arterien und Arteriolen, nach CHEVILLE (1967) nur die terminalen Arteriolen, auf ihrer ganzen Länge oder auch partiell vorwiegend von kleinen Lymphozyten umgeben, die die Gefäße wie mit einem Mantel umgeben. Nach NAGY (1970) liegen die thymusabhängigen, weniger scharf begrenzten Körperchen um die kleinen Arterien kurz vor deren Verzweigung in die Schweigger-Seidel-Scheiden und bilden den größten Teil der lymphatischen Substanz in der Milz. Daneben kommen in der Milz sogenannte Keimzentren (JANKOVIĆ, 1968) vor, die auch als lymphatische Knötchen (JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964), bursaartige oder -abhängige Follikel (COOPER, PETERSON und GOOD, 1965) oder Sekundärknötchen (THORBECKE, GORDON,

WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS, 1957) bezeichnet werden. Nach NAGY (1970) liegen sie um große und mittlere Arterien. Sie sind runde, durch eine fibröse Membran abgegrenzte (COOPER, PETERSON und GOOD, 1965; NAGY, 1970) Ansammlungen von pyroninophilen (COOPER, PETERSON und GOOD, 1965) und großen blastenartigen Zellen (THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS, 1957) bzw. bursaartigen Lymphozyten (NAGY, 1970). Derartige Keimzentren sind beim Eintagsküken noch nicht vorhanden (THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS, 1957; RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ, 1969). Sie erscheinen in der Milz des Kükens nach JANKOVIĆ (1968) mit 10 Tagen, mit 3 Wochen nach RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) und mit 4 Wochen nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) und COOPER, PETERSON und GOOD (1965). Die rote Pulpa setzt sich zusammen aus den venösen Sinus, den Billrothschen Strängen, die vor allem aus Retikulumzellen bestehen und die venösen Sinus voneinander trennen und den sogenannten Schweigger-Seidel-Scheiden. Diese stellen spindelförmige Verdickungen der subterminalen arteriellen Gefäße dar. Die Verdickungen setzen sich aus Retikulumzellen zusammen und sind von kleinen Lymphozyten umgeben (AL DABAGH und ABDULLAH, 1963; JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964).

Plasmazellen kommen nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) in der roten Pulpa um die Sinusoide, nach JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964) und JANKOVIĆ (1968) um die Arteriolen der roten Pulpa gelagert vor. Nach NAGY (1970) kommen Plasmazellen um die großen Arterien und die bursa- und thymusabhängigen Follikel gelagert vor. Nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) sind Plasmazellen beim Eintagsküken nicht vorhanden und erscheinen erst im Alter von 3 Wochen.

B. Funktion

Neben vielerlei Aufgaben im Stoffwechsel hat die Milz auch immunologische Fähigkeiten. Zur Verdeutlichung dieser Milzfunktionen soll noch einmal kurz auf die Veränderungen in der Milz nach Thymektomie und Bursektomie hingewiesen werden.

1. Histologische Veränderungen der Milz durch Thymektomie, Bursektomie und keimfreie Aufzucht.

ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ (1964) finden bei antigenstimulierten thymektomierten Küken Milzveränderungen, wie sie denen normaler Tiere entsprechen. Nach WARNER (1965) und COOPER, PETERSON und GOOD (1965) vermindert sich nach der Entfernung des Thymus die Zahl der kleinen Lymphozyten in der Milz. Bei zusätzlicher Röntgenbestrahlung verstärkt sich diese Lymphozytenverminderung noch (COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966). Die Verfasser stellen weiter fest, daß thymektomierte Küken weit weniger zur "graft-versus-host"-Reaktion fähig sind.

Bursektomie vermindert das Milzgewicht (MEYER, RAO und ASPINALL, 1959; MUELLER, WOLFE und MEYER, 1960; WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962 und PAPERMASTER und GOOD, 1962). Durch Bursektomie wird die Zahl der lymphatischen Follikel bzw. der Keimzentren in der Milz vermindert (PAPERMASTER und GOOD, 1962; COOPER, PETERSON und GOOD, 1965 und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966). Der Grad der Keimzentrenverminderung ist direkt proportional dem Grad der Thymusrindenatrophie durch 19-Nortestosteronbehandlung (WARNER und SZENBERG, 1962; WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962).

Bursektomie (bzw. Bursektomie kombiniert mit Röntgenbestrahlung) Thymektomie oder beidem (COOPER, PETERSON und GOOD, 1965), senkt die Zahl der Plasmazellen in der Milz (WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962; ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON und GOOD, 1965 und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966). ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ (1964) stellen fest, daß nach Antigenstimulierung bursektomierter Küken fast keine pyroninophilen Zellen auftreten.

Zu erwähnen ist auch, daß bei keimfrei aufgezogenen Küken die ersten Plasmazellen in der Milz im Alter von 2 Wochen erscheinen. Später bleibt ihre Zahl immer unter der bei Kontrolltieren. Mit 4 Wochen lassen sich nur vereinzelt Keimzentren nachweisen, die vielfach kleiner als in normalen Kükenmilzen sind (THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIER, 1957).

2. Splenektomie und ihre Folgen

Nach Entfernung der Milz werden die immunologischen Fähigkeiten reduziert.

So finden ROSENQUIST und WOLFE (1962) bei splenektomierten Küken einen erniedrigten Antikörperspiegel gegen BSA. Im Alter von 2 bis 10 Tagen splenektomierte Küken zeigen verzögerte Präzipitinbildung, allerdings mit ähnlichem Titer wie Kontrolltiere (GRAETZER, WOLFE, ASPINALL und MEYER, 1963). Nach KELLY und ABRAMOFF (1969) ist der Hämagglutinititer bei splenektomierten Küken niedriger als bei Kontrolltieren und erreicht später seinen Höchstwert.

Die Milz spielt nach GOTHE (1969) eine entscheidende Rolle bei Rickettsien-Infektion (*Ägyptianella pullorum*). Bei milzlosen Küken ist die Praepatenz kürzer, der Maximalbefall und die Mortalität höher.

Dagegen wird die Resistenz von Hühnern gegen *Eimeria tenella* durch Splenektomie nicht wesentlich beeinflusst (ROSE, 1968).

Splenektomierte Mäuse zeigen nach NICOL, BILBEY und WARE (1958) eine starke Minderung der Phygozytoseaktivität. Nach 4 Tagen nimmt sie vermutlich durch die Kompensation der Leber wieder zu.

3. Antikörperbildung in der Milz

Aus diesen Befunden geht hervor, daß die Milz direkt an der Antikörperbildung beteiligt ist. Die Produktion von Antikörpern nach Antigengabe läuft unter folgenden histologischen Veränderungen ab:

Vermehrte Mitose und leichtes Ansteigen der Blastzellen (MACKINODAN, RUTH und WOLFE, 1954), Senkung der Zahl der kleinen Lymphozyten (MACKINODAN, RUTH und WOLFE, 1954 und ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964), deutlicher Anstieg der Pro- und Plasmazyten (MACKINODAN, RUTH und WOLFE, 1954) und der reifen Plasmazellen, deren Maximalwert am 6. Tag p. i. liegt (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964) und Erhöhung der Pyroninophilie in der weißen Pulpa (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964). Die Zunahme der plasmatischen Zellen, noch bevor zirkulierende Antikörper im Blut erscheinen, ist nach Angaben von MACKINODAN, RUTH und WOLFE (1954)

darauf zurückzuführen, daß diese Zellen direkt an der Bildung von Antikörpern beteiligt sind. RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ (1969) finden bei Vaccinierung von Küken am Schlupftag mit *S. choleraesuis* kaum eine Vermehrung der pyroninophilen Zellen. Sie nehmen erst 9 bis 14 Tage p. i. zu. "Sekundärfollikel" erscheinen statt am 21. schon am 9. Lebenstag. Bei Lymphoblasten finden die Verfasser ein Ansteigen der alkalischen Phosphataseaktivität. Im Alter von 1 bis 3 Tagen vaccinierte Küken zeigen in der Milz 7 bis 9 Tage p. i. bursaabhängige Follikel. Werden 5 Tage alte Küken vacciniert, erscheinen diese Follikel schon 3 Tage p. i. (RODAK, PROCHÁZKA und KREJČÍ, 1966). Die Verfasser bringen die Anwesenheit dieser Follikel in Zusammenhang mit der Reaktion auf Antigene.

THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN (1968) finden bei Immunfluoreszenzuntersuchungen ab dem 7. Lebenstag ansteigende Mengen immunglobulinhaltiger Zellen um die Sinusoide und kleinen Blutgefäße der Milz. JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967) sehen mit Hilfe der Immunfluoreszenz dicht um die Arteriolen und Keimzentren angehäufte antikörperhaltige Zellen.

Auch *in vitro* können Milzzellen Antikörper produzieren (PATTERSON, SUSZKO und PRUZANSKY, 1964 und THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN, 1968).

Jedoch verfügt die Milz auch über zellvermittelte immunologische Fähigkeiten. Bekannt ist das in die Gruppe der "graft-versus-host"-Reaktionen einzuordnende Simonsen-Phänomen. Befähigt zu dieser Reaktion sind nach DANCHAKOFF (1916) Milzzellen von Küken und von 14 bis 20 Tage bebrüteten Kükenembryonen, nach JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964) Milzzellen von 8 Wochen alten Küken, nach SIMONSEN (1957) Milzzellen erwachsener Küken. Werden diese

Milzzellen auf Kükenembryonen übertragen, so werden sie vom Wirtsantigen zur Vermehrung angeregt und zerstören die Wirtszellen (SIMONSEN, 1957). Histologisch beobachten JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964), daß die Milzsinus prall gefüllt sind mit mononukleären Zellen verschiedener Art. Sie sollen frühen plasmatischen Zellen ähneln. 6 Tage nach der Verpflanzung von Thymusstücken 8 Wochen alter Küken auf 15 Tage alte Kükenembryonen erscheinen Nekroseherde in der Milz, umgeben von vielkernigen Riesenzellen (JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ, 1964). 9 Tage nach der Verpflanzung ist ein leeres Netz aus Retikulumzellen vorhanden. Beim Schlupf ist die Milz der behandelten Küken größer als die der Kontrollküken.

C. Zusammenfassung

Zusammenfassend kann die Milz des Kükens als peripheres lymphatisches Organ bezeichnet werden. Sie enthält thymusabhängige, vorwiegend um die Gefäße angeordnete kleine Lymphozyten sowie bursaabhängige Keimzentren und Plasmazellen.

TONSILLA CAECALIS

A. Entwicklung

1. Organentwicklung

a) im Embryonalstadium

Die erste Anlage der Tonsilla caecalis findet sich am 10. Bruttag. Bis zum 12. Bruttag ist sie deutlich zu sehen (JANKOVIĆ, 1968).

b) nach dem Schlupf

Die fertig ausgebildete Tonsilla caecalis liegt jeweils kurz vor der Einmündung der paarigen Blinddärme und ist äußerlich durch eine spindelige Verdickung des Darmes gekennzeichnet.

2. Histologische Entwicklung

a) im Embryonalstadium

Ab dem 12. Bruttag häufen sich nach JANKOVIĆ (1968) an der Innenfläche der Darmwand basophile Zellen an, die sich ständig teilen. Um sie herum liegen Blasten und undifferenzierte epitheliale Zellen. Am 17. Bruttag erscheinen die ersten Lymphozyten. JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967a) beschreiben die Zellzusammensetzung der Tonsilla caecalis ab 13. Bruttag. Charakteristisch erscheint ihnen die große

Zahl von Retikulozyten, zwischen denen nur wenige Lymphozyten zu erkennen sind. Zwar fehlen nach ihren Angaben Zellen der plasmatischen Reihe, sie beschreiben aber einige Herde aus intensiv pyroninophilen Blastzellen, die der Blinddarmwand anliegen.

b) nach dem Schlupf

Die Tonsilla caecalis eines 5 - 7 Tage alten Kükens enthält nach JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967a) viele Lymphozyten verschiedener Größe und einige Vorläufer plasmatischer Zellen. Keimzentren finden die Verfasser nicht. Die ersten Keimzentren erscheinen nach ihren Beobachtungen in der 2. Lebenswoche und sind am größten und zahlreichsten in der 8. Lebenswoche ausgebildet.

Die voll entwickelte Tonsilla caecalis besteht nach JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967a) und JANKOVIĆ (1968) aus einer ausgedehnten, diffusen lymphatischen Zellmasse. In dem Netz der Retikulumzellen liegen unreife und reife Blasten und Lymphozyten, die vielfach Mitose zeigen. Die Lymphozyten wandern nach der Auffassung von JANKOVIĆ (1968) ebenfalls wie in der Milz von "außerhalb" in die Tonsilla caecalis ein. Die Keimzentren, die zwischen diese lymphatischen Zellen eingebettet liegen, entsprechen nach Angaben von JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967a) den früher beschriebenen Keimzentren in der Milz. Nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) liegen sie in den tieferen Schichten der Blinddarmmukosa.

In den Falten der Darmschleimhaut häufen sich reife und unreife Plasmazellen und umgeben auch die kleinen Arterien

und Keimzentren (JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967 a). Nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) liegen sie besonders unmittelbar unter dem Darmepithel. Mastzellen und Makrophagen treten nach JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967 a) in verschiedener Anzahl auf.

Die zuletzt genannten Verfasser verweisen auch auf den entsprechenden Aufbau der Peyerschen Platten im Darm des Kükens mit wenigen Keimzentren und deuten die Möglichkeit an, die Tonsilla caecalis als ein großes "Aggregat" aus Peyerschen Platten zu bezeichnen. Sie führen die Bezeichnung "Tonsilla caecalis" auf BASSLINGER (1858) zurück, der die Anatomie der "Peyerschen Drüsenhaufen" bei der Gans beschreibt. Er spricht von einem "Agglomerat jener Einzelfollikel, die man an allen Stellen des Darms vorfindet". Sie liegen wie in Stockwerken übereinander und sind durch die äußere Längsmuskelschicht einerseits und das Zylinderepithel der Schleimhaut andererseits begrenzt (BASSLINGER, 1858).

B. F u n k t i o n

1. Folgen von Thymektomie, Bursektomie, kombinierter Bestrahlung und keimfreier Aufzucht

Auch zur Veranschaulichung der Funktion der Tonsilla caecalis wurde Thymektomie, Bursektomie, damit kombinierte Bestrahlung und keimfreie Aufzucht angewendet.

Thymektomie verursacht Verminderung der kleinen Lymphozyten in der Tonsilla caecalis (WARNER und SZENBERG, 1962; ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966; JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967). Die Zahl der Keimzentren nimmt bei thymektomierten Küken nach JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967 a) ab, nach JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964) und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) bleibt sie unbeeinflusst. Ebenfalls bleibt die Zahl der plasmatischen Zellen unbeeinflusst (JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967). Ähnliche Befunde erheben die zuletzt genannten Verfasser auch bei den Peyerschen Platten.

Hormonelle und chirurgische Bursektomie führt zu starker Abnahme der Keimzentren in der Tonsilla caecalis und den Peyerschen Platten (WARNER, 1966; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966 und JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967). Blastzellen und plasmatische Zellen werden mäßig bis stark reduziert (ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ, 1964; COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD, 1966; JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967 a), während die Zahl der kleinen Lymphozyten unbeeinflusst bleibt (WARNER, 1966 und JANKOVIĆ und MITROVIĆ 1967). COOPER, PETERSON und GOOD (1965) und WARNER (1966) schließen aus der Verminderung der Keimzentren nach Bursektomie, daß die Entwicklung dieser Zentren unter Bursakontrolle steht.

Röntgenbestrahlung kombiniert mit Bursektomie verursacht völliges Fehlen der plasmatischen Zellen und Keimzentren (WARNER, SZENBERG und BURNET, 1962).

Auch bei keimfrei aufgezogenen Küken finden THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) viel weniger Plasmazellen und Keimzentren als bei normal aufgewachsenen Küken.

2. Antikörperbildung in der Tonsilla caecalis

Die folgenden Befunde zeigen, daß die Tonsilla caecalis direkt an der Antikörperbildung beteiligt ist.

Immunisierte Kontroll- und auch im geringgradigen Maße die bursektomierten Tiere zeigen starke Proliferation plasmatischer Zellen in der Tonsilla caecalis und eine große Zahl aktivierter Keimzentren mit starker Proliferation und Zellwanderung in das lymphatische Gewebe der Umgebung (JANKOVIĆ und MITROVIĆ, 1967 a). Intensiv pyroninophile Zellen in der Tonsilla caecalis nach Immunisierung findet auch JANKOVIĆ (1968).

Mit Hilfe der Immunfluoreszenz finden JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967) nach Immunisierung ca. 15 Wochen alter Küken zahlreiche antikörperhaltige Zellen diffus oder in Gruppen in der Tonsilla caecalis. Es handelt sich dabei um Plasmazellen und große lymphozytäre Zellen. THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN (1968) finden ab dem 7. Tag mit Hilfe der Immunfluoreszenz Gamma-Globulin-haltige Zellen in der Tonsilla caecalis. Ihre Zahl nimmt mit dem Alter zu. In vitro produzieren Zellen der Tonsilla caecalis ab der 2. Woche nach dem Schlupf Immunglobuline (THORBECKE, WARNER, HOCHWALD und OHANIAN, 1968).

C. Zusammenfassung

Zusammenfassend kann die Tonsilla caecalis des Kükens als peripheres, lymphatisches Organ bezeichnet werden, das aus thymusabhängigem lymphatischen Gewebe und vor-

wiegend bursaabhängigen Keimzentren und Plasmazellen besteht. Die Tonsilla caecalis ist neben der Milz ein wichtiger Ort der Antikörperbildung.

EIGENE UNTERSUCHUNGEN

A. Material und Methodik

1. Versuchstiere

a) Kontrolltiere

120 Babcock - Küken dienten als Kontrolltiere.

b) hormonell bursektomierte Tiere (1)

HNL - Bruteier (Lohmann - Betrieb Heinrichsruh) wurden am 3. Bruttag - wie von BRÜGGEMANN, FRIEDRICH und LÖSCH (1969) angegeben - in eine 1,2 %ige, 3 %ige oder 4 %ige alkoholische Testosteronpropionatlösung getaucht. Es schlüpften ca. 70 % (38♂ und 29♀) bei den 1,2 %ig, ca. 50 % (24♂ und 21♀) bei den 3 %ig und ca. 33 % (26♂ und 21♀) bei den 4 %ig behandelten Küken.

2. Haltung und Fütterung

Die Tiere wurden in Bodenhaltung mit von oben einfallendem Tageslicht gehalten. Die Einstreu bestand aus Hobelspänen.

Wasser und Futter waren automatisch jederzeit zugänglich. Gefüttert wurden handelsübliche Futtermischungen als Kükenstarter bis zum Alter von ca. 2 Wochen und Kükenfutter bis ca. 2 Monate, danach Junghennenfutter, alle Mischungen mit Kokzidiostatika angereichert. Zu Beginn der Legetätigkeit mit ca. 4 1/2 Monaten wurde Spezialfutter für Legehennen gegeben.

(1) Für die Durchführung der hormonellen Bursektomie danke ich Herrn Dr. U. Lösch im Institut für Tierphysiologie der Universität München.

3. Tötung

Die Kontroll- und Versuchstiere wurden zunächst in kürzeren später in längeren Zeitabständen getötet. Jeweils 2 bis 6 Tiere jeder Versuchsgruppe wurden am 1., 2., 3., 4., 5., 6., 7., 8., 9., 11., 12., 13. Tag, mit 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 10, 12 und 14 Wochen und schließlich monatlich getötet. Die Tiere wurden dekapitiert. Die Kontrolltiere wurden bis zum Alter von einem Jahr, die 1,2 %ig bursektomierten bis zum Alter von 6 Monaten und die 3 und 4 %ig bursektomierten Tiere bis zu einem Alter von 7 Monaten gehalten.

4. Organentnahme und Einbettung

Milz, ein Thymuslappen (ungefähr von der Mitte der Halsgegend), Tonsilla caecalis (Einmündungsstelle der paarigen Blinddärme in den Dickdarm), Bursa (bzw. bei deren Fehlen der entsprechende Teil der Kloakengegend) wurden unmittelbar nach der Tötung entnommen, in 4 mm starken Scheiben in gepuffelter Schafferlösung fixiert, nach der von BURKHARDT (1966) angegebenen Methode in Methanol entwässert und in Methacrylat eingebettet. Die 3_μ dicken Schnitte wurden nach GIEMSA (in der Abwandlung von BURKHARDT, 1966) mit Methylgrün - Thionin nach ROQUE, JAFAREY und COULTER (1965), nach GOLDNER und GOMORI in der Modifizierung nach BURKHARDT (1966) gefärbt.

5. Histologische Auswertung

Die histologische Auswertung der Schnitte wurde mit einem Forschungsmikroskop Standard WL der Firma Carl Zeiss vorgenommen.

B. Ergebnisse

1. Klinische Beobachtungen

a) Kontrolltiere

Die Aufzucht der Tiere erfolgt ohne Komplikationen. Nach einer Legeperiode der Hennen, beginnend mit ca. 4 1/2 Monaten mit durchschnittlich 2 Eiern pro 3 Tagen, kommen sie mit ca. 8 Monaten in die Mauser. Mit 10 Monaten tritt nach Stallwechsel Befall mit *Dermanyssus avium* auf. Die letzten Tiere sind anämisch und haben besonders am Rücken kaum noch Federn. Die Kiele sind vielfach blutig. Bei den Hennen treten die Symptome des Milbenbefalls deutlicher in Erscheinung.

b) Bursektomierte Tiere

Auffällig ist die allgemeine Schwäche und die hohe Mortalität der Küken in den ersten Tagen in direkter Abhängigkeit zur Konzentration der Testosteronpropionatbehandlung. Bei den 3 und 4 %ig behandelten Tieren hängen vielfach die Kämme der Hähne, Flügel und Schwanzfedern schlaff herunter. Die 4 %ig behandelten Küken zeigen teilweise grätschende Beinhaltung.

Bei den 3 und 4 %ig behandelten Tieren ist der Anus bis zum Alter von 3 - 4 Wochen mit Kot verklebt und muß in den ersten beiden Wochen alle 2 Tage mit lauwarmem Wasser gereinigt werden. Auch später noch sind die Federn an Schwanz und Hinterteil mit Kot verklebt. Die Legeleistung der Hennen ist ganz gering, aber der Eiabsatz erfolgt ohne Beschwerden. (Legebeginn mit ca. 5 - 6 Monaten.)

Tabelle 1: Mortalität der bursektomierten Tiere

Alter	1,2 %	3 %	4 %
3 Tage			
4 Tage	1		
5 Tage		3	2
6 Tage			2
7 Tage		3	3
8 Tage	4		3
9 Tage		3	2
10 Tage	1		1
2-4 Wochen			4
10 Wochen	1		1
12 Wochen		1	1
18 Wochen			1

2. Anatomische und pathologisch anatomische Befunde

a) Kontrolltiere

Die ungefähre Größenentwicklung der lymphatischen Organe wird in den Tabellen 2 - 4 dargestellt.

Tabelle 2: Bursa

1 Tag	10 Wochen	14 Wochen	18 Wochen	22 Wochen	6 Monate	7 Monate
kirsch- kerngroß (♂u.♀)	kirsch- groß (♂u.♀)	rundlich oval ca. 20mm lang (♂u.♀)	haselnuß- kerngroß ♂ kirsch- groß ♀	himbeer- bis kirsch- kerngroß ♂ kirsch- groß ♀	nicht mehr auffindbar (♀u.♂)	flach- sehnig d=4-6mm (♂)

Tabelle 3: Thymus

1 Tag	22 Wochen	6-7 Monate	8 Monate	9 Monate	10 Monate	11 Monate
5x2x1mm (♂u.♀)	10x3x2mm (♂u.♀)	14x7x2mm ♂ 10x3x2mm ♀	6x3x1mm ♂ 4x2x1mm ♀	10x5x1mm ♂ 13x5x1mm ♀	8x3x1mm (♂u.♀)	6x2x1mm (♂u.♀)

Tabelle 4: Milz

1 Tag	5 Monate	6-7 Monate	8 Monate	9-10 Monate	11 Monate
rundlich d= 3mm (♂u.♀)	14x11x10mm (♂u.♀)	20x15x12mm ♂ 15x10x9mm ♀	16x12x10mm ♂ 13x12x5mm ♀	21x12x11mm ♂ 14x11x5mm ♀	- 14x10x6mm ♀

b) Burselktomierte Tiere

Die ungefähre Größenentwicklung der lymphatischen Organe wird in Tabelle 5 - 8 dargestellt.

Alter	1,2 %		3 %		4 %	
	♂	♀	♂	♀	♂	♀
1 - 2 Tage	1 x - 3 x ? 2 x stecknadel- kopfgroß	1 x -	1 x - 1 x plättchen- artige Verdickung	1 x rundliche Verdickung	2 x -	1 x d = 1 mm.
4 - 5 Tage	1 x - 1 x ? 1 x stecknadel- kopfgroß	3 x -	1 x -	1 x häutchen- artig	1 x -	1 x häutchen- artig
8 - 9 Tage	2 x - 1 x ?	1 x - 1 x ?	2 x -	-	2 x -	1 x -
11-12 Tage	1 x ? 1 x stecknadel- kopfgroß	2 x stecknadel- kopfgroß	2 x -	2 x -	1 x - 1 x ?	1 x -
2 Wochen	1 x - 2 x ?	1 x - 1 x ?	-	1 x - 1 x ?	2 x -	-
3 Wochen	2 x -	2 x -	1 x -	1 x -	1 x -	1 x -
4 Wochen	1 x - 17x12x12 mm	2 x -	2 x -	-	1 x -	-
5 Wochen	2 x -	2 x -	1 x -	1 x -	-	1 x -
6 Wochen	2 x -	2 x -	-	2 x -	-	1 x -
7 Wochen	30x19x19 mm	1 x -	1 x -	1 x -	1 x -	-
8 Wochen	1 x 30x19x19 mm	1 x -	2 x -	-	1 x ?	-
10 Wochen	1 x flach d = 5 mm	1 x flach, d = 7 mm 1 x 30x22x22 mm	1 x 22x15x15 mm	1 x stecknadel- kopfgroß	1 x erbsen- groß	1 x -
12 Wochen	1 x 22x14 mm flach, oval	2 x flach, sehnig d = 6 mm d = 4 mm	-	-	-	-
14 Wochen	1 x flach, oval 4x7 mm	1 x -	1 x -	-	-	1 x -
4 Monate	2 x flach sehnig d = 4 mm d = 5 mm	1 x 26x16x16 mm (oval)	1 x flach d = 15 mm	1 x flach d = 3 mm	-	1 x flach d = 5 mm
5 Monate	2 x -	1 x -	2 x rundlich d = 4 mm d = 9 mm	(3 od. 4%) 1 x bläschen- artig d = 3 mm	-	s. bei 3% ♀
6 Monate	3 x sehnig flach d = 3 mm d = 7 mm d = 9 mm	1 x -	2 x - (3 od. 4%)	-	1 x -	-
7 Monate	-	-	1 x - (3 od. 4%) 1 x flach sehnig (undeutlich begrenzt) s. bei 4% ♂	-	1 x - (3 od. 4%) s. bei 3%	-

Tabelle 6: Thymus (1,2 %)

1 Tag	5 Wochen	8 Wochen - 6 Monate
stecknadel- kopfgroß (♂u.♀)	doppelt lin- sengroß (♂u.♀)	20x14x3mm ♂ 12x9x2mm ♂ 14x9x3mm ♀ 7x6x2mm ♀

Tabelle 7: Thymus (3 und 4 %)

%	1 Tag	8 Wochen	10 Wochen - 4 Monate	5 Monate	7 Monate
3	stecknadel- kopfgroß (♂u.♀)	halbbohnen- groß (♂u.♀)	<u>3 u. 4% (♂u.♀):</u> 13x10x3mm	17x13x2mm	9x5x2mm
4	stecknadel- kopfgroß (♂u.♀)	halblinsen- groß (♂u.♀)			13x7x2mm

Tabelle 8: Milz (1,2 %, 3 und 4 %)

1 Tag	4 Wochen	8 - 10 Wochen	12 Wochen - 6 Monate
glassteckna- delkopfgroß (♂u.♀)	bohnen-groß (♂u.♀)	1,2 % paranußkern- groß (♂u.♀) 3 u. 4% bohnen- bis kirschgroß (♂u.♀)	ca. 22x16x14 mm (♂u.♀)

3. Pathologisch anatomische Nebentbefunde

a) Kontrolltiere

Mit dem Dermanyssusbefall tritt allgemeine Anämie des Tierkörpers auf. Das Federkleid ist besonders bei den Hennen sehr spärlich. Bei einigen älteren Hähnen tritt Samenleiterstauung und einseitige Hodenvergrößerung auf.

b) Bursektomierte Tiere

Bei allen 3 und 4 %ig behandelten Tieren ist der Enddarm erweitert, z.B. bei 4 Tage alten Küken auf einen Durchmesser von 15 mm. Auch im späteren Alter tritt diese Enddarterweiterung auf.

Der Ernährungszustand der Tiere ist vielfach nur mäßig. Bei einigen Tieren findet sich noch im Alter von einigen Wochen ein herzkirschgroßer Dottersackrest.

Bei den gestorbenen Tieren (nicht berücksichtigt bei der histologischen Untersuchung) sind die Hauptbefunde Viszeralgicht, fibrinöse Serositis oder Dottersackentzündung.

4. Histologische Befunde

Bei der histologischen Auswertung von Bursa, Thymus, Milz und Tonsilla caecalis werden für jedes Organ (mit Ausnahme der Bursa bei bursektomierten Hühnern) die Tiere in Altersgruppen zusammengefaßt, die histologisch weitgehende Gemeinsamkeiten zeigen.

Um häufige Wiederholungen zu vermeiden und um eine Übersicht über die am häufigsten vorkommenden Zelltypen zu geben, werden sie anschließend kurz charakterisiert.

Übersicht über häufig vorkommende Zellarten

Retikulumzellen

bzw. Retikuloepitheliale Zellen:

Unregelmäßige, oft sternförmige Gestalt; ovaler, blasser Kern mit 1 - 2 Nukleoli; helles Zytoplasma.

Kleine Lymphozyten: Kleine, runde Zellen mit rundem Kern, der dichte Chromatinstruktur und einen undeutlichen Nukleolus enthält; schmaler, kaum angefarbter Zytoplasmasaum.

Pyroninophile Zellen:

Bursalymphozyten: Rundlich bis polyedrisch im Umriß; runder, größerer Kern als bei Lymphozyten mit wenig sehr schwach granuliertem Chromatin und großem, deutlichen Nukleolus; Zytoplasma im MTH - Schnitt hell rosarot gefärbt.

Plasmoblasten: Groß und polyedrisch; runder, großer Kern mit dichterem Chromatinstruktur als bei Bursalymphozyten und deutlichem Nukleolus; Zytoplasma im MTH - Schnitt intensiv rosarot gefärbt.

Plasmazellen: a) unreife:
In der Größe zwischen Plasmoblasten und reifen Plasmazellen, mit rundlich eckiger Gestalt; leicht exzentrisch liegender Kern mit deutlich granuliertem Chromatin;

schmalerer Zytoplasmasaum als bei Plasmoblasten und ebenso deutlich angefärbt.

- b) reife:
- Umriß birnenförmig oval;
dunkler deutlich (radspeichenartig) granulierter Kern, meist in exzentrischer Lage;
sehr kräftig rosarot gefärbtes Zytoplasma (MTH); oft paranukleärer, heller Bezirk.
- c) sogenannte Übergangsformen:
- Zellgröße zwischen der von Plasmoblasten und reifen Plasmazellen und regelmäßig rundovale Form; heller, etwas größerer Kern als bei reifen Plasmazellen; sehr zarte Chromatingranulierung entlang der Kernmembran;
hellrosa gefärbtes Zytoplasma (MTH), stellenweise mit perinukleären Vakuolen.

I B U R S A

a) Kontrolltiere

1. Gruppe: 1 - 5 Tage (5 Tiere)

Das zentrale Lumen der Bursa ist zentral deutlich ausgeprägt. Dorthinein ragen regelmäßige, lang ausgezogene Falten, in denen dichtgedrängt bindegewebig abgegrenzte, rundliche Follikelliegen. Bei 5 Tage alten Küken sind die Follikel teils rundlich, teils oval geformt. Jeder Follikel

wird von einer Basalmembran in das zentrale Mark und die periphere Rinde getrennt.

Die Markschicht der Follikel erscheint vor allem zentral locker. Dort liegen hauptsächlich helle retikuloepitheliale Zellen, zwischen deren Zytoplasmafortsätzen einzelne reife Lymphozyten eingebettet sind. Die retikuloepithelialen Zellen haben einen ovalen, blassen Kern mit ein bis zwei Nukleolen und ein unregelmäßiges, teils sternförmig ausgeogenes Zytoplasma. Die Lymphozyten sind rund, ihr basophiler Kern wird umgeben von einem schmalen, kaum angefärbten Zytoplasmasaum. Zur Peripherie hin ist das Mark viel zellreicher. Zwischen den zusammengedrängten retikuloepithelialen Zellen liegen reichlich Bursalymphozyten. Sie haben einen runden bis polyedrischen Umriss, ihr blasser Kern besitzt einen dunklen, deutlichen Nukleolus. Ihr Zytoplasmasaum ist schwach pyroninophil. Vereinzelt homogene, stark basophil gefärbte, runde, pyknotische Partikel in der Größe von Lymphozytenkernen liegen regellos im Mark.

An der deutlich ausgeprägten Basalmembran entlang liegen aufgereiht undifferenzierte Epithelzellen mit ovalem bis rechteckigem Umriss. Ihr blasser, großer Kern hat eine dünne Kernmembran und enthält ein bis zwei Nukleolen. Das Zytoplasma ist leicht gekörnt.

Die Rindenschicht der Bursa-follikel ist bei Eintagsküken unregelmäßig ausgebildet, im Durchschnitt eine Zellreihe stark und stellenweise polkappenartig auf 2 bis 3 Zellreihen verstärkt. Bis zum Alter von 5 Tagen verbreitet sich die Rindenschicht und umgibt das Mark ziemlich regelmäßig. Sie ist dann ca. 5 Zellreihen breit.

Die Rinde setzt sich aus einzelnen Retikulumzellen und zahlreichen Bursalymphozyten zusammen. Die kleinen Lymphozyten sind seltener.

Die Falten der Bursa werden von einer 1 bis 2-schichtigen Zylinderepithelschicht gesäumt. An den Stellen der über den Follikeln gelegenen Epithelbüschel lockert sich diese Struktur auf. Die Zellgrenzen verwischen sich, das Plasma erscheint aufgehellte, darin liegt eine Reihe stark basophiler ovaler Kerne.

Das Interstitium ist besonders unter dem Epithel zellreich und enthält diffus verteilt Bursalymphozyten, Lymphozyten, einzelne Makrophagen, teilweise mit phagozytierten kleinen rundlichen oder eckigen, dunklen Partikelchen. Ganz vereinzelt erscheinen unreife Plasmazellen, dagegen fallen heterophile Granulozyten mit stark granuliertem Plasma und verschiedenen gelappten Kernen besonders in den ersten Lebenstagen im Interstitium auf. Bei allen Falten verläuft in der Mitte von der Basis bis zur Spitze ein deutlicher Streifen zellarmen Bindegewebes mit Gefäßen.

2. Gruppe: 1 Woche - Involutionsbeginn (27 Tiere)

Dieser als Reifestadium zu bezeichnende Abschnitt dauert bei männlichen Tieren ungefähr bis zum 2. - 3. Monat und bei weiblichen Tieren bis zum 3. - 5. Monat.

Während des Reifestadiums verkleinert sich das Lumen bis zu einem unregelmäßigen Spalt im Zentrum der Bursa. Die Bursa - Falten werden breiter. Die Form der Follikel wird mehr und mehr länglich oval und ähnelt schließlich der Form einer Birne oder Gurke. Die Follikel liegen dicht aneinander.

Die Markstruktur und die Anordnung der vor allem peripher liegenden Bursalymphozyten und der vermehrt im Zentrum vorkommenden Lymphozyten bleibt im Prinzip erhalten.

Ab der 2. Lebenswoche finden sich bei vielen Follikeln zwischen den Fortsätzen der retikuloepithelialen Zellen diffus im Mark verstreut schwach acidophile Vakuolen teils größer, teils kleiner als Bursalymphozyten. Auch die beschriebenen pyknotischen Kerntrümmer liegen nach dem 5. Lebenstag häufig an beiden Seiten der Basalmembran. Stellenweise erscheinen mehrere auch zusammengelagert. Mit 14 Wochen sind sie fast nur noch in der Rinde zu finden.

Die Basalmembran der Follikel steht über eine schmale Brücke in Verbindung mit der Basalmembran des Bursa-epithels. Unterbrechung der Basalmembran zwischen Mark und Rinde der Follikel durch hindurchwandernde Zellen (Lymphozyten) sind verschiedentlich zu finden.

Die Rinde der Bursafollikel ist bis zum Alter von 6 Lebenswochen gleichmäßig und kompakt ausgebildet. Ihre Stärke beträgt im Durchschnitt 6 bis 8, manchmal bis 12 Zellreihen. Die Zellzusammensetzung bleibt nahezu unverändert, nämlich hauptsächlich Bursalymphozyten und wenig kleine Lymphozyten, die sich eng zwischen die Fortsätze der retikuloepithelialen Zellen drängen.

Die Rinde ist von einem retikulären Fasernetz und reichlich Kapillaren durchzogen.

Im Zylinderepithel der Bursaauskleidung erscheinen ab der 3. Woche die Stellen der Zellauflockerung innerhalb der Epithelbüschel weniger zu werden. Im Alter von 8 Wochen erscheinen im Epithel die ersten angedeuteten Krypten. Zuerst sind sie nur flach, dann trichterförmig eingebuchtet. Später nehmen Zahl und Tiefe der Epithelkrypten bis zum Involutionsbeginn sichtlich zu.

Das Interstitium wird zwischen den Follikeln zunehmend bis zu dünnen, faserigen Strängen eingeeengt. Unter dem Epithel liegen nur vereinzelte pyroninophile Zellen. An Zellarten enthält es Retikulumzellen, wenige heterophile Granulozyten, mäßig Lymphozyten und in abnehmender Zahl Plasmazellen und Lymphoblasten. Der Kollagenfasergehalt unter dem Epithel verstärkt sich.

3. Gruppe: Involutionsstadium (19 Tiere)

Die Zeit der Bursarückbildung liegt bei männlichen Tieren ungefähr zwischen 10 Wochen und 5 Monaten und bei weiblichen Tieren zwischen 4 und 7 Monaten. Man kann in der gesamten Involution zwischen einer frühen und einer späten Phase unterscheiden.

Frühe Phase:

Das Lumen der Bursa beschränkt sich zunehmend auf das Zentrum, so daß die Bursafalten zunehmend kürzer als in der 2. Gruppe werden. Die längsovalen Follikel liegen dicht beieinander. Manche der Follikel sind dem Lumen zu flaschenhalsartig verengt. Diese Verengung steht in Verbindung mit dem Follikelmark und enthält undifferenzierte Epithelzellen, zwischen denen Konglomerate pyknotischer Partikel liegen (125/69, 18 Wochen; 156/69, 5 Monate; 159/69, 5 Monate und 393/71, 15 Wochen). Der enthaltene, dem Bursalumen abgekehrte Teil dieser Follikel hat eine 6 - 8 Zellreihen breite Rinde und entspricht im Aufbau Follikeln der 2. Gruppe. Die Basalmembran zwischen Mark und Rinde ist bei diesen Follikeln gut zu erkennen.

Das Epithel über den Bursafalten verläuft in kurzen, teils abgeflachten Krypten und Einziehungen und enthält besonders

im Bereich der Epithelbüschel kleine Vakuolen oder größere Zysten, die leer sind oder auch detritusartige Massen enthalten.

Das Interstitium enthält lockeres und auch straffes Bindegewebe. Die Bindegewebsstränge verlaufen nur ange-deutet in die Richtung des sich zurückbildenden Bursa-lumens. Vielfach ist das Interstitium zellreich. Besonders unter dem Epithel erscheinen stellenweise Plasmazellen (579/71, 14 Wochen). Daneben findet man diffus verteilte retikuloepitheliale Zellen und Lymphozyten.

Späte Phase:

Das Lumen der Bursa verschwindet kranial völlig und ist nur noch kaudal gangartig ausgebildet. Im gesamten Bursagebiet liegen einzeln oder zusammengelagerte Follikel. Diese Follikel sind unregelmäßig geformt. Zwischen ihnen sind kaum Abgrenzungen wahrnehmbar. Die wenigsten Follikel haben noch eine durchgehende Basalmembran. Die Follikelreste enthalten zwischen den retikuloepithelialen Zellen meist dichtgedrängte Lymphozyten. Bei fast allen Follikelresten sind schwach pyroninophile Bursalymphozyten zu sehen, die teilweise diffus, teilweise aber auch in der Gegend der Basalmembran liegen. Einzelne Follikelbezirke fallen ballonierender Degeneration anheim. Zwischen den Follikelgebieten befinden sich zahlreiche zystische Gebilde. Sie können die Größe von 10 bis 20 Follikeln erreichen. In ihnen findet sich homogener oder mit Detritus vermischter Inhalt.

Das Interstitium ist gegenüber der frühen Phase deutlich vermehrt.

4. Gruppe: Reststadium (ab 5.Monat)

Ab dem 5. Monat findet sich bei einigen Tieren in der Bursagegend fibrotisches Gewebe mit unterschiedlichen Follikelresten. Dabei kann es sich entweder um einzelne kleine Bursafollikel mit Mark und Rinde handeln oder es finden sich membranartig abgegrenzte Follikelreste, die anscheinend nur aus dem Markanteil eines Bursafollikels bestehen. Sie haben Ähnlichkeit mit den Keimzentren in Milz und Tonsilla caecalis. Häufig kommen auch dichte, unbegrenzte Lymphozytenansammlungen vor, die bevorzugt in Gefäßnähe lokalisiert sind. Pyroninophile Bursa-lymphozyten sind nur noch selten zu finden.

b) Bursektomierte Tiere:

1,2 % Testosteronpropionatkonzentration

In 22 Fällen von 41 untersuchten Bursen können eindeutige Bursabildungen festgestellt werden.

Diese sind histologisch heterogen. Da keine Konzentration in bestimmten Altersgruppen besteht, werden die hypoplastischen Bursen unabhängig vom Alter nur nach morphologischen Kriterien eingeteilt.

Gruppe A (5 Tiere)

Die Tiere 200/69 (4 Wochen), 227/70 (8 Wochen) 234/70 (10 Wochen) und 266/70 (4 Monate) weisen Bursen auf, die völlig denen normaler Küken entsprechen. Auch Tier 239/70 (12 Wochen) kann in diese Gruppe eingeordnet werden. Bei dieser Bursa entsprechen 3/4 des Querschnittes einer Kontrollbursa, 1/4 weist keine Bursaafalten, sondern nur eine flache beetartige Erhebung mit einzelnen Bursa-

follikeln auf (siehe Skizze).



Gruppe B (12 Tiere)

Die zu dieser Gruppe gehörenden Bursabildungen weisen als wichtigste morphologische Kriterien einer Bursa einzelne oder mehrere typische Bursafollikel auf, die um ein Lumen angeordnet sind. In allen Fällen dieser Gruppe ragen die sehr kleinen, im Querschnitt rundlichen Bursen nicht frei in die Bauchhöhle, sondern sind in Bindegewebe und Muskulatur dorsal der Kloake eingebettet. Bei 161/69 (1 Tag), 172/69 (9 Tage), 175/69 (12 Tage), 194/69, 195/69 (3 Wochen), 201/69 (30 Tage), 220/69 (5 Wochen), 240/70 (3 Monate), 264/70 (4 Monate) sind im Zentrum gelegene Lumina vorhanden, in die nur rundliche Vorwölbungen oder auch plumpe bursafaltenähnliche Vorsprünge hineinragen. Bei 182 und 183/69 (16 Tage) und 193/69 (3 Wochen) ist dagegen jeweils nur ein gangartiger Hohlraum ohne Vorwölbung vorhanden. Die Epithelauskleidung entspricht der von Normaltieren. Rund um die Lumina oder auf einer Seite - wie bei den Tieren mit gangartigem Lumen - liegen einzelne oder auch mehrere (bis ca. 40) Bursafollikel. Diese

haben bei Tieren, die jünger als 2 Wochen sind, häufig keine oder nur eine sehr schmale Rinde aus ca. 2 Zellreihen. Bei über 3 Wochen alten Küken weisen die wenigen vorhandenen Follikel meist eine deutliche Rinde mit bis zu 8 Zellreihen auf. Im übrigen zeigen die Follikel in der Zellzusammensetzung kaum Unterschiede zu denen von Kontrolltieren.

Gruppe C (2 Tiere)

Die Bursabildungen dieser beiden Tiere 170 und 171/69 (9 Tage) weisen rundliche Lumina auf, die etwa so groß wie die der Gruppe B sind. Diese werden von flachen, oft nahezu rechteckigen, mit Bursaepithel bekleideten Falten begrenzt. Um die Lumina liegen einzelne follikelartige Gebilde, die eher Keimzentren aus Milz oder Tonsillca caecalis als Bursafollikel ähneln. Sie sind meist von einer schwachen argyrophilen Membran umgeben, stellenweise fehlt auch diese Begrenzung. Die Gebilde enthalten dicht beieinanderliegend Retikulumzellen und Bursalymphozyten, gewöhnlich nur einzelne Lymphozyten.

Involutionsstadien (3 Tiere)

Als Überbleibsel der Bursa finden sich bei 2 Tieren (263/70, 4 Monate und 278/70, 5 Monate) Bursagänge ohne Follikel und bei 301/70 (6 Monate) ein rundlicher fibrotischer Bezirk mit einstrahlenden kleinen Muskelbündeln und kleinen Ansammlungen von Lymphozyten. Diese Bilder entsprechen den Bursaresten gleichartiger Normaltiere (4. Gruppe).

3 und 4 % Testosteronpropionatkonzentration

In 12 Fällen von 51 untersuchten Tieren werden bursa-ähnliche Gebilde beobachtet. Bei diesen Tieren sind die Befunde noch unregelmäßiger als bei den 1,2%. Sie werden analog den Bursen der mit 1,2 % Testosteronpropionat behandelten Tiere eingeteilt.

Gruppe A (2 Tiere)

Die Bursen beider Tiere 205/70 (10 Wochen) und 243/70 (20 Wochen) entsprechen völlig den Bursen gleichaltriger Kontrolltiere; dies heißt, daß sich bei 243/70 (20 Wochen) die Bursa im frühen Stadium der Involution befindet.

Gruppe B (4 Tiere)

Die Bursen dieser 4 Tiere (103/69, 1 Tag; 127/69, 15 Tage; 206/70, 10 Wochen; 225/69, 14 Wochen) entsprechen weitgehend denen der Gruppe B bei den mit 1,2 % Testosteronpropionat behandelten Tieren. In den Bursen des Eintags- und des 2-wöchigen Kükens sind nahezu alle Follikel ohne Rinde. Außerdem fallen auch mehrere sehr kleine epithelknospenartige Bildungen (aus ca. 10 Zellen) auf, die mit dem Bursaepithel in Verbindung stehen. Im Epithel treten häufig Vakuolen und kleine zystische, mit nekrotischem Material angefüllte Räume auf.

Bursagebilde, die denen der Gruppe C der mit 1,2 % Testosteronpropionat behandelten Tieren gleichen, werden nicht beobachtet.

Gruppe D (3 Tiere)

Die Bursagegend von 120/69 (2 Wochen), 147/68 (6 Wochen), 160/69 (7 Wochen) entspricht äquivalenten Bezirken völlig

involvierter Bursen von 5 - 6 Monaten alten Kontrollhühnern. In stark fibrotischen, aber gefäßreichen Bezirken mit einzelnen kleinen Muskelbündeln finden sich follikelartige Gebilde. Bei dem 2 Wochen alten Tier (128/69) handelt es sich um mehrere größere und kleinere typische Bursafollikel, die meist auch eine deutliche Rinde haben. Bei 147/69 (6 Wochen) und 168/69 (7 Wochen) finden sich besonders in Gefäßnähe lokalisierte follikelähnliche Ansammlungen von Lymphozyten und einzelnen Bursalymphozyten.

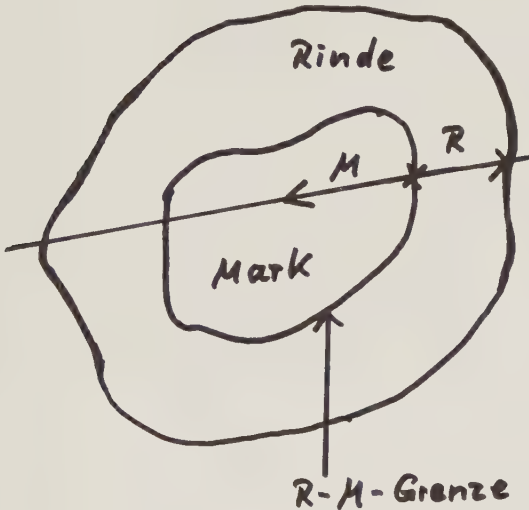
Involutionsstadien (2 Tiere)

Reststadien involvierter Bursen, die den in Gruppe 4 der Kontrolltiere und in Gruppe D der mit 3 und 4 % Testosteronpropionat behandelten Tiere beschriebenen Bildern entsprechen, sind bei 236/70 (4 Monate) und bei 285/70 (7 Monate) nachzuweisen.

II THYMUS

Bei der histologischen Beurteilung des Thymus wurde neben dem Vorkommen pyroninophiler Zellen vor allem die Breite der Thymusrinde berücksichtigt. Das Mark-

Rinden-Verhältnis $M:R$ wurde durch Schätzung der Rindenbreite R und des halben Thymusmarkdurchmessers M , auf gedachten Linien durch die Mitte mehrerer Thymusläppchen ermittelt (siehe Skizze).



a) Kontrolltiere

Histologische Veränderungen des Thymus verlaufen kontinuierlich und mit ziemlich großer Einheitlichkeit. Das Verhältnis $M:R$ verändert sich fortlaufend zugunsten des Thymusmarkes von 1:1 oder 1:2 bei Eintagsküken bis fast ∞ bei 12 Monate alten Hühnern.

1. Gruppe 1 - 9 Tage (12 Tiere)

In dieser Gruppe liegt das $M:R$ - Verhältnis bei 1:2 oder 1:1. Die Thymusrinde wird durch dicht beieinander

liegende Zellen aufgebaut. Zwischen einzelnen retikuloepithelialen Zellen liegen dicht gedrängt u.a. kleine, runde Thymuslymphozyten mit intensiv basophilem Kern und sehr schmalen Zytoplasmasaum. Seltener finden sich Lymphoblasten. Diese haben einen um ca. 50 % größeren Durchmesser als die Lymphozyten, ihre Kerne weisen eine lockerere Chromatinstruktur auf als die der Lymphozyten, und das Zytoplasma ist schwach pyroninophil. Zahlreiche Zellen in der Rinde befinden sich in Mitose.

Das scharf von der Rinde abgesetzte Thymusmark setzt sich vorwiegend aus großen polyedrischen oder sternförmigen retikuloepithelialen Zellen mit sehr schwach basophilem Kern zusammen. Zwischen den retikuloepithelialen Zellen finden sich einzelne Lymphoblasten, selten Lymphozyten und heterophile Granulozyten. Häufig ist eine Zusammenlagerung von 4 - 8 retikuloepithelialen Zellen zu beobachten. Die epithelartigen Zellen haben rundliche, große helle Kerne mit 1 - 2 Nukleolen. Ihr kaum angefärbtes Plasma läßt sich nur undeutlich von der Umgebung abgrenzen. Bisweilen erscheint im Zentrum der Zusammenlagerung eine in der MTh - Färbung grünliche Auflockerungszone mit Zelldetritus.

Öfter kommen zystenartige Gebilde im Zytoplasma einzelner retikuloepithelialen Zellen oder im Zentrum der beschriebenen retikuloepithelialen Zellanhäufungen mit meist homogenem oder schwach granuliertem PAS-positiven Inhalt vor. Die peripher in letzteren liegenden, abgeplatteten retikuloepithelialen Zellen umgeben den Zystenraum schalenartig, so daß die kleinen Zysten eine Größe erreichen, die den oben beschriebenen Zellanhäufungen etwa entspricht. Im Thymusmark finden sich deutlich mehr Gefäße als in der Rinde. Das spärliche Interstitium besteht aus jungem kollagenen Bindegewebe.

2. Gruppe: 2 - 5 Wochen (13 Tiere)

Gegenüber der 1. Gruppe sind abgesehen von dem Größenzuwachstum des Thymus nur geringfügige Veränderungen vorhanden. Die schwach pyroninophilen Lymphoblasten ordnen sich besonders peripher in der Thymusrinde in einem ca. 3 Zellreihen breiten Saum ein.

Im Mark ist eine Zunahme der in der 1. Gruppe beschriebenen intrazellulären und größeren Zysten zu beobachten.

3. Gruppe: 6 - 18 Wochen (12 Tiere)

Bei den Tieren dieser Gruppe verschiebt sich das M:R - Verhältnis auf 2:1 oder 3:1. Auch in der Rinde treten vor allem intrazytoplasmatische kleine Zysten auf. Im Mark finden sich vermehrt kleine Lymphozyten. Dazwischen kommen wenige (bis 3 Zellen/Querschnitt durch ein Thymusläppchen) oder multiple (bei 89/69, 12 Wochen; 98 und 99/69, 14 Wochen; 122 und 125/69, 8 Wochen) Plasmazellen vor. Sie liegen einzeln oder in kleinen Häufchen von 3 - 6 Zellen.

4. Gruppe: 6 - 7 Monate (6 Tiere)

Die Unterschiede gegenüber Gruppe 3 liegen in einer weiteren Verschiebung des M:R - Verhältnisses bis auf 6:1 und in einer Vergrößerung des Plasmazellhäufchen (bis auf ca. 15 Zellen). Auch ist eine verstärkte Zunahme der kleinen Lymphozyten im Mark zu beobachten. Sie liegen in breit ausgedehnten Zügen und Strängen zwischen Gefäßen, retikuloepithelialen Zellanhäufungen und Zysten.

5. Gruppe: 8 1/2 Monate - 12 Monate (10 Tiere)

Eine weitere Reduktion der Thymusrinde führt teilweise zu Thymusläppchen, die nur aus Mark bestehen. An etlichen

Läppchen reihen sich peripher flache kuppenartige Vorwölbungen aus Rindengewebe aneinander. Die Häufchen pyroninophiler Zellen sind etwas größer (15 - 20 Zellen) als bei der vorigen Gruppe. Sie bestehen aus reifen und unreifen Plasmazellen und einzelnen Übergangsformen.

b) Bursektomierte Tiere:

1,2 % Testosteronpropionatkonzentration

Die 1. Gruppe (1 - 9 Tage, 7 Tiere) unterscheidet sich nicht von der entsprechenden Kontrollgruppe.

Die 2. Gruppe (2 - 5 Wochen, 14 Tiere) weicht nur insofern von der 2. Gruppe der Kontrolltiere ab, als bei 2 Küken (191/69), 3 Wochen; 200/69, 4 Wochen) vereinzelt Plasmoblasten im Thymusmark auftreten.

3. Gruppe: 6 - 18 Wochen (16 Tiere)

Auch in dieser Gruppe betreffen die Unterschiede zu den Kontrolltieren nur den Gehalt an Plasmazellen.

Während bei 5 Tieren (220/69, 6 Wochen; 232/69, 10 Wochen; 240/69, 12 Wochen; 264/69, 4 Monate; 266/69, 4 Monate) Verteilung und Häufigkeit der Plasmazellen wie bei Kontrolltieren ist, sind beim Rest der Tiere nur einzelne (bis 3/Markquerschnitt eines Thymusläppchens) oder keine Plasmazellen zu finden.

4. Gruppe: 5 - 6 Monate (4 Tiere)

Ebenso wie in der 3. Gruppe sind auch bei diesen 4 Tieren nur Differenzen im Plasmazellgehalt festzustellen.

1 Tier (278/70, 5 Monate) hat entsprechend gleichaltrigen Kontrolltieren multiple Plasmazellhäufchen (bis 15 Zellen) im Mark. Die übrigen 3 Tiere (299/70, 5 Monate; 301 und 302/70, 6 Monate) weisen nur einzelne (bis 3 Zellen/Markquerschnitt eines Thymusläppchens) Plasmazellen und Plasmoblasten auf.

3 und 4 % Testosteronpropionatkonzentration

In der 1. Gruppe (1 - 9 Tage, 12 Tiere) und der 2. Gruppe (2 - 5 Wochen, 16 Tiere) sind keine Unterschiede zu den entsprechenden Altersgruppen der Kontrollküken feststellbar.

3. Gruppe: 6 - 18 Wochen (11 Tiere)

Im Unterschied zu den gleichaltrigen Kontrolltieren fehlen Plasmazellen in dieser Gruppe fast völlig. Nur bei 186/69 (8 Wochen, 3 %) kommen einzelne Plasmazellen und bei 236/70 (16 Wochen, 4 %) einzelne Plasmoblasten im Thymusmark vor.

4. Gruppe: 5 - 7 Monate (6 Tiere)

Die Ausdehnung von Mark und Rinde entspricht bei 242 und 243/70 (5 Monate) und 285/70 (7 Monate) der bei Kontrolltieren; bei 272/70 (6 Monate) und 286/70 (7 Monate) liegt das M:R - Verhältnis bei 3:1, bei 284/70 (7 Monate) bei 2:1.

Während bei einem Tier (286/70, 7 Monate) Plasmazellen völlig fehlen, finden sich bei 3 Tieren (242/70, 5 Monate; 272/70, 6 Monate; 285/70, 7 Monate) einzelne Plasmoblasten und bei Tier 284/70 (7 Monate) einige Häufchen von Plasmazellen (bis zu 15 Zellen groß).

III M I L Z

Bei der histologischen Untersuchung der Milz wurde vor allem die Zahl der Keimzentren auf dem gesamten Querschnitt der Milz etwa im Bereich des größten Querdurchmessers berücksichtigt.

Daneben wurden die pyroninophilen Zellen pro Gesichtsfeld bei Okular 10 und Objektiv Plan 16 ausgezählt. Weiter wurde der Anteil der verschiedenen Zellarten an den pyroninophilen Zellen ermittelt.

a) Kontrolltiere

1. Gruppe: 1 - 9 Tage (11 Tiere)

Die Milzkapsel besteht aus mehreren Schichten kollagener Bindegewebsfasern mit vereinzelt elastischen Fasern dazwischen. Nach außen wird sie von einer Schicht flacher Peritonealzellen abgedeckt.

Schweigger-Seidel-Scheiden aus konzentrisch angeordneten Retikulumzellen beherrschen dicht beieinander liegend das Bild. Zwischen diesen Schweigger-Seidel-Scheiden liegen Retikulumzellen, in deren maschenartig verbundenen Fortsätzen einzelne Lymphozyten zu finden sind. Bis zu einem Alter von einer Woche rücken die Schweigger-Seidel-Scheiden ein wenig auseinander (8 - 10/Gesichtsfeld = 10 x 16). Während bei den Eintagsküken noch keine Lymphozytenhäufchen vorhanden sind, erscheinen periarterioläre Lymphozytenmäntel bis zum 9. Tag in einigen Fällen deutlich ausgebildet.

Bei einem eine Woche alten Tier (M26/69) findet sich ein sogenanntes Keimzentrum, wie es später noch beschrieben wird.

Die Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen ist gering. Sie sind einzeln oder in Nestern aus 3 - 10 Zellen ziemlich gleichmäßig über die gesamte Schnittfläche verteilt und häufen sich nur etwas entlang der Gefäße und Sinus.

Fast alle pyroninophilen Zellen sind Bursalymphozyten. Sehr selten tauchen Plasmoblasten auf. Sie haben annähernd die gleiche Größe wie Bursalymphozyten und sind rundlich oder unregelmäßig eckig geformt. Ihr Kern wirkt etwas kompakter durch dichtere Chromatingranula, und ihr Nukleolus tritt nicht so deutlich hervor wie bei Bursalymphozyten. Das Zytoplasma ist viel intensiver (dunkel-rosa) gefärbt als bei Bursalymphozyten.

2. Gruppe: 2 - 3 Wochen (8 Tiere)

Die Milzsinus sind stellenweise sehr blutreich. 2 - 3 rundliche, dichte periarterioliäre Lymphozytenmäntel sind pro Gesichtsfeld 10 x 6,3 zu finden.

Pro Gesichtsfeld = 10 x 16 liegen ca. 3 - 4 deutlich angefärbte pyroninophile Zellnester. Wie bei der vorigen Gruppe sind sie an den Sinus und Gefäßen etwas zahlreicher angehäuft. Die Größe der Nester schwankt zwischen 3 - 6 Zellen, wobei die größeren von ihnen mehr um die Sinus und Gefäße zu finden sind. Der Anteil der Bursalymphozyten, die einzeln und in reinen Bursalymphozytennestern zusammengelagert sind, beträgt ungefähr 30 - 40 % der Gesamtzahl an pyroninophilen Zellen. Die restlichen Zellen sind vor allem Plasmoblasten mit einem Anteil von etwa 50 % der Gesamtzahl an pyroninophilen Zellen. Der Anteil unreifer Plasmazellen liegt bei etwa 10 % der Gesamtzahl. Die unreifen Plasmazellen liegen in der Größe zwischen Plasmoblasten und reifen Plasmazellen und sind oval bis eckig etwa wie Plasmoblasten geformt. Ihr Kern wirkt dichter als

bei Plasmoblasten. Im Vergleich zu diesen ist kein deutlicher Nukleolus vorhanden. Der Zytoplasmasaum ist schmaler als bei Plasmoblasten und ebenso deutlich pyroninophil gefärbt.

3. Gruppe: 6 Wochen - 5 Monate (16 Tiere)

Auch die Milzen dieser Gruppe sind stellenweise blutreich. 4 - 6 Schweigger-Seidel-Scheiden sind pro Gesichtsfeld=10 x 16 ausgebildet. Die Zahl der periarteriolen Lymphozytenmäntel ist annähernd gleich geblieben, jedoch wirken einzelne Lymphozytenanhäufungen ausgedehnter und dichter.

Erstmals treten in dieser Altersgruppe einzelne oder meist zahlreiche Keimzentren auf. Ihre Zahl liegt zwischen 16 - 18 pro Schnittfläche bei 6 Wochen alten Tieren und zwischen 6 - 8 Keimzentren pro Schnittfläche bei 5 Monate alten Tieren. Die Keimzentren sind rundliche fibrös abgegrenzte Gebilde, die in der Hauptsache Bursalymphozyten enthalten. Dazwischen liegen einige Lymphozyten und helle Retikulumzellen.

Pro Gesichtsfeld=10 x 16 liegen 6 - 8 kräftig angefarbte pyroninophile Zellnester zusammen. Gehäuft sind sie ebenfalls an Gefäßen und Sinus. Ihre Größe variiert zwischen 15 - 30 Zellen im Nest, wobei die größten Nester auch an Sinus und Gefäßen liegen. In diesem Stadium sind die reifen Plasmazellen am deutlichsten ausgeprägt. Sie sind oval oder birnenförmig. Ihr Kern ist dunkel und deutlich (radspeichenartig) granuliert und liegt meist exzentrisch in der Zelle. Das Zytoplasma ist kräftig pyroninophil d.h. rosarot angefarbt. Der Anteil der Plasmazellen macht gut die Hälfte der Zellen in den Nestern aus. In die andere Hälfte teilen sich Plasmoblasten und unreife Plasmazellen, während der Anteil der Bursalymphozyten im gesamten Milzparenchym zurückgeht.

4. Gruppe: 6 - 12 Monate (25 Tiere)

Der Blutreichtum der Milzen geht teilweise zurück. Schweigger-Seidel-Scheiden und periarterioläre Lymphozytenmäntel bleiben annähernd wie in der vorigen Altersgruppe ausgebildet.

Die Zahl der Keimzentren beträgt ab dem 6. - 8. Monat nur noch 1 - 8 pro Schnittfläche. Bis zu einem Jahr lassen sich dann keine Keimzentren mehr nachweisen.

Die Zahl der pyroninophilen Zellnester im Gesichtsfeld= 10 x 16 beträgt rund 1 - 5, wobei wieder gehäufte Nester an Sinus und Gefäßen liegen. Ihre Größe schwankt zwischen 4 - 10 Zellen. Die größeren Nester liegen wieder an den oben erwähnten typischen Stellen.

Den größten Anteil (ca. 90 %) an den pyroninophilen Zellen haben die als Übergangsformen bezeichneten Zellen. Sie liegen in der Größe zwischen den Plasmoblasten und den reifen Plasmazellen und haben eine regelmäßige runde oder ovale Form. Die Kerngröße liegt zwischen der von Plasmoblasten und reifen Plasmazellen. Er wirkt aber wesentlich heller mit einer lockeren, zarteren granulären Chromatinstruktur als bei den Kernen der Plasmoblasten. Das Zytoplasma ist hellrosa gefärbt und enthält teilweise perinukleäre Vakuolen. Die restlichen pyroninophilen Zellen setzen sich zu gleichen Teilen aus Bursalymphozyten, Plasmoblasten und reifen Plasmazellen zusammen.

b) Bursektomierte Tiere

1,2 % Testosteronpropionatkonzentration

1. Gruppe: 2 - 12 Tage (9 Tiere)

Die Schweigger-Seidel-Scheiden liegen in den ersten Tagen so dicht beieinander, daß sie das gesamte Bild ausmachen.

Bis zum 12. Tag lichten sie sich etwas (12 Schweigger-Seidel-Scheiden pro Gesichtsfeld bei Plan 16).

Die periarteriolen Lymphozytenmängel erscheinen ab der 1. Woche andeutungsweise um die einzelnen Gefäße (1 - 2 Lymphozytenmängel pro Gesichtsfeld bei Plan 16).

In den ersten Lebenstagen liegen in den schmalen Zwischenräumen zwischen den Schweigger-Seidel-Scheiden in der Hauptsache Retikulumzellen und wenige Lymphozyten.

Von den pyroninophilen Zellen sind die Bursalymphozyten in den ersten Tagen schon vertreten. Meist liegen sie einzeln (2 - 3 Zellen pro Gesichtsfeld bei Plan 40) oder seltener in Gruppen zu 2 - 5 Zellen zusammen. Mit ca. einer Woche liegen die Nester der pyroninophilen Zellen im Durchschnitt zu zweit pro Gesichtsfeld bei Plan 16 und sind 3 - 5 Zellen groß. Der Bursalymphozytenanteil liegt bei 90 %. Selten liegen Plasmoblasten dazwischen. Vereinzelt findet man auch reine Bursalymphozytennester mit ca. 10 Zellen.

2. Gruppe: 16 Tage - 3 Wochen (6 Tiere)

Die Schweigger-Seidel-Scheiden bleiben annähernd gleich in der Verteilung (6 - 10 pro Gesichtsfeld bei Plan 16). Die periarteriolen Lymphozytenmängel sind teilweise nur undeutlich um die Gefäße ausgebildet (1 - 2 pro Gesichtsfeld bei Plan 16).

Die Zahl der pyroninophilen Zellenster pro Gesichtsfeld bei Plan 16 liegt zwischen 1 - 2 Nester und 6 - 7 Nester im Alter von ca. 2 Wochen (180 und 183/69). Im Durchschnitt schwankt die Zahl der pyroninophilen Zellen pro Nest zwischen 7 und 10. Selten findet man kleinere mit 3 oder größere mit 10 Zellen an Gefäßen und Sinus. Der

Anteil der Bursalymphozyten an den pyroninophilen Zellen sinkt von 50 % (180/69, 2 Wochen) auf ca. 10 % (194/69, 3 Wochen). Der Anteil der Plasmoblasten steigt von 50 % (180/69, 2 Wochen) auf 80 % (194/69, 3 Wochen). Der Rest der pyroninophilen Zellen besteht aus einzelnen unreifen und sehr vereinzelt reifen Plasmazellen.

3. Gruppe: 4 - 10 Wochen (8 Tiere)

Hier erscheinen die ersten Keimzentren. Ihre Zahl pro Milzquerschnitt etwa an der Stelle ihres größten Durchmessers liegt zwischen 4 - 7 (199 und 200/69, 4 Wochen), bei 25 (227/70, 10 Wochen) und bei Tier 232/70, 10 Wochen sogar bei 80.

Die Zahl der Schweigger-Seidel-Scheiden pro Gesichtsfeld bei Plan 16 beträgt durchschnittlich 5 - 9. Die periarteriolen Lymphozytenmäntel bleiben weiterhin nur mäßig ausgebildet (1-2 pro Gesichtsfeld bei Plan 16). Stellenweise sind sie etwas intensiver ausgeprägt.

Die Zahl der pyroninophilen Zellnester pro Gesichtsfeld bei Plan 16 liegt zwischen 2 und 6, wobei die höhere Zahl der Nester an Gefäßen und Sinus liegt. Die Zahl der Zellen pro Nest beträgt 4 - 10, im Durchschnitt 6 - 7 in der 4. Woche (201/69). Bis zum Alter von 10 Wochen (233/70) liegt die Zellzahl zwischen 5 und 15 Zellen pro Nest, im Durchschnitt um 10 Zellen.

Bis zur 8. Woche (227/70) ist der Anteil der Bursalymphozyten an den pyroninophilen Zellen rund 15 - 30 %. Vereinzelt erscheinen sie in Häufchen von 10 - 20 blassen Zellen, die sich öfter in Mitose befinden. Bis zum Alter von 10 Wochen wird der Hauptanteil der pyroninophilen Zellen etwa im gleichen Verhältnis von Plasmoblasten und unreifen Plasmazellen gebildet. Das Vorkommen einzelner

reifer Plasmazellen ist zahlenmäßig nicht zu erfassen.

Bei Tier 199/69 (4 Wochen) kommt eine Art Nebennilz vor. Sie ist oval und deutlich eingekapselt, sehr lymphozytenhaltig mit zentraler Anäufung von hellen Retikulumzellen.

4. Gruppe: 3 - 6 Monate (14 Tiere)

20 Keimzentren kommen nur beim ersten Tier dieser Gruppe vor, bei den übrigen fehlen Keimzentren. 4 - 8, im Durchschnitt 5 - 6 Schweigger-Seidel-Scheiden liegen pro Gesichtsfeld bei Plan 16. Die periarteriolen Lymphozytenmängel sind weiterhin und zum 6. Monat noch zunehmend schwächer ausgebildet. Das Gewebe zwischen den Schweigger-Seidel-Scheiden ist insgesamt sehr dicht und lymphozytenreich und nur stellenweise blutreich und aufgelockert.

Die pyroninophilen Zellnester liegen bei Tier 241/70 (3 Monate) zu 3 - 5 pro Gesichtsfeld bei Plan 16. Im späteren Alter kann man nur noch einzelne kleine Nester (an Gefäßen und Sinus), bei einigen Tieren gar keine, finden. Seltener als Plasmoblasten und als Übergangsformen bezeichnete Zellen (3 - 4 Zellen pro Gesichtsfeld bei Plan 16) kommen reife Plasmazellen vor.

3 und 4 % Testosteronpropionatkonzentration

1. Gruppe: 1 Tag - 2 Wochen (16 Tiere)

Die Schweigger-Seidel-Scheiden bleiben in der 1. Lebenswoche sehr dicht und sind vom 1. Tag mit ca. 23 pro Gesichtsfeld bei Plan 16 bis zum 7. Lebenstag mit rund 12 - 16 Schweigger-Seidel-Scheiden über das Gesichtsfeld verteilt. Mit 2 Wochen liegt die Zahl der Schweigger-Seidel-Scheiden bei 8 pro Gesichtsfeld bei Plan 16.

Die periarteriolären Lymphozytenmäntel sind in allen Fällen nur klein und schwach ausgebildet. Im Alter vom 4. - 11. Tag treten sie etwas deutlicher hervor (2 - 4 pro Gesichtsfeld bei Plan 16). Keimzentren sind nicht nachzuweisen.

Die Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen bleibt sehr mäßig. Es lassen sich nur bei je einem Tier am 1. Tag und am 11. Tag (101/69 und 119/69) 1 - 3 bzw. 3 - 7 Zellenster pro Gesichtsfeld bei Plan 16 auszählen. Ihre Größe reicht von 3 - 10 Zellen pro Nest, wobei die größeren Nester wieder mehr an den Gefäßen und Sinus zu finden sind. In den meisten anderen Fällen sind nur einzelne pyroninophile Zellen, ca. 2 - 5 pro Gesichtsfeld bei Plan 16 zu finden.

Die Bursalymphozyten bilden im allgemeinen vom 1. Lebenstag an den Hauptanteil der pyroninophilen Zellen. Nur vereinzelt sind Plasmoblasten zu finden. Nur bei einem Viertel der Tiere sind im Alter von 11 Tagen (118 und 119/69) ca. 50 % der pyroninophilen Zellen Bursalymphozyten, wobei die anderen 50 % auf Plasmoblasten entfallen.

2. Gruppe: 2 - 5 Wochen (8 Tiere)

Die Dichte der Schweigger-Seidel-Scheiden reicht von 10 - 12 pro Gesichtsfeld bei Plan 16 in der 3. Woche bis zu 6 - 7 in der 5. Woche. Von den periarteriolären Lymphozytenmänteln sind 1 - 2 pro Gesichtsfeld bei Plan 16 zu finden. Vielfach sind sie noch teilweise von vermutlich tötungsbedingten weit ausgedehnten Blutungen unterbrochen. Keimzentren sind nicht nachzuweisen.

Die Zahl der pyroninophilen Zellnester bleibt mit 1 - 3 Nester pro Gesichtsfeld bei Plan 16 weiterhin niedrig. Im Durchschnitt liegen 3 meist nur schwach angefärbte

pyroninophile Zellen beieinander. Daneben findet man vielfach nur 1 - 5 einzelne pyroninophile Zellen pro Gesichtsfeld bei Plan 16.

Bis auf Fall 134/69 (3 Wochen) mit nur einzelnen Bursalymphozyten, herrschen unter den pyroninophilen Zellen die Bursalymphozyten mit 70 % und mehr vor. Der Restanteil fällt auf Plasmoblasten.

3. Gruppe: 6 Wochen - 5 Monate (13 Tiere)

Die Zahl der Schweigger-Seidel-Scheiden pro Gesichtsfeld bei Plan 16 schwankt zwischen 4 und 8. Die periarteriolen Lymphozytenmängel sind kaum angedeutet und fallen wenig auf im dichten lymphozytenreichen Gewebe. Bei Tier 186/69 (2 Monate) und Tier 225/70 (14 Wochen) lässt sich jeweils ein Keimzentrum auf der Schnittfläche an der Stelle des größten Milzquerschnittes feststellen.

Die Zahl der pyroninophilen Zellnester dieser Altersgruppe ist unterschiedlich. Bei Tier 186/69 (2 Monate) und 205/69 (10 Wochen) schwankt sie zwischen 4 und 8 pro Gesichtsfeld. bei Plan 16 mit 4 - 10 Zellen pro Nest. An Gefäßen liegt die Zellzahl bei 10 - 20 Zellen pro Nest. Bei den anderen Tieren dieser Altersgruppe liegen 2 - 5 Zellen in einem Nest.

In allen Fällen kommen nur einzelne Bursalymphozyten vor. Der Anteil der Plasmoblasten steigt von 50 % am Anfang der Altersgruppe bis ca. 90 % im Alter von 10 Wochen (206/69) und liegt mit 14 Wochen bei rund 50 %. Der Anteil der unreifen Plasmazellen liegt mit 6 Wochen bei 50 %, sinkt dann mit 10 Wochen auf 10 % und beträgt mit 14 Wochen wieder 50 %.

4. Gruppe: 6 - 7 Monate (7 Tiere)

Hier liegen die Schweigger-Seidel-Scheiden gehäuft im Durchschnitt zu 3 - 5 pro Gesichtsfeld bei Plan 16. Die periarteriolen Lymphozytenmängel treten nur undeutlich im lymphozytenreichen Gewebe hervor.

Bei Tier 271/70 (6 Monate) erscheint ein Keimzentrum und bei Tier 284/70 (7 Monate) 47 teils sehr kleine Keimzentren auf dem Querschnitt an der Stelle des größten Milzdurchmessers.

Bei einem Drittel dieser Tiere sind keine pyroninophilen Zellen vorhanden. Bei den übrigen lassen sich mit 6 Monaten noch 1 - 3 pyroninophile Zellnester pro Gesichtsfeld bei Plan 16 mit rund 3 - 6, an Gefäßen und Sinus auch mit 10 Zellen auszählen. Die pyroninophilen Zellen setzen sich aus einzelnen Bursalymphozyten, rund 70 % Plasmoblasten und rund 30 % unreifen Plasmazellen und Übergangsformen zusammen. Im Alter von 7 Monaten erscheint nur noch ein Nest auf dem Gesichtsfeld mit höchstens 3 Zellen. Hier ist das Verhältnis der Plasmoblasten zu Übergangsformen wie 1:1, ganz vereinzelt kommen noch Bursalymphozyten vor.

- 95 -

Tabelle 9: Übersicht über die Morphologie der Milzen

bei Kontrolltieren und bursektomierten Tieren.

Tiergruppe	Altersgruppe	Zahl der Nester von pyronino- philen Zellen pro Gesichtsfeld 10 x 16	Zahl der Zellen pro Nest	Anteil der Bursa- lympho- zyten	Anteil der Plasmo- blasten
Kontroll- tiere	<u>1. Gruppe</u> (1.-9. Tag)	einzelne Zellen 3-10/Ges.-feld		ca. 100 %	-
	<u>2. Gruppe</u> (2.-3. Woche)	3 - 4	3 - 6	ca. 40 %	ca. 50%
	<u>3. Gruppe</u> (6. Wo-5. Mon.)	12-20	15-30	einzelne	ca. 15-25%
	<u>4. Gruppe</u> (6.-12. Mon.)	1 - 5	4 -10	einzelne	ca. 5 %
Bursektomiert mit 1,2% Test. prop.	<u>1. Gruppe</u> (2.-12. Tag)	2	3 - 5	ca. 90 %	ca. 10%
	<u>2. Gruppe</u> (2.-3. Woche)	1 - 2 6 ↓ 7	7 -10	ca. 50 %	ca. 50%
	<u>3. Gruppe</u> (4.-10. Wo)	2 - 6	4 -10 5 ↓ 15	ca. 20 -30 %	ca. 40%
	<u>4. Gruppe</u> (3.-6. Mon.)	3 - 5 einzelne Zellen oder fehlend	4 - 5	-	ca. 50%
Bursektomiert mit 3 und 4 % Test. prop.	<u>1. Gruppe</u> (1. Tag- 2. Woche)	1 - 3 ↓ 3 - 7		in der Mehrzahl ca. 100 % bei einigen Tieren je ca. 50 %	in der Mehrzahl 0 %;
	<u>2. Gruppe</u> (2.-5. Woche)	1 - 3 oder 1-5 einzelne Zellen	3	ca. 70 %	ca. 30%
	<u>3. Gruppe</u> (6. Wo-5. Mon.)	4 - 8	4- 10 ↓ (10-20) 2- 5	einzelne	ca. 50-90%
	<u>4. Gruppe</u> (6.-7. Mon.)	maximal 1 - 3 oft einzelne Zellen	maximal 3 - 6	einzelne	ca. 50-70%

Anteil der unreifen Plasma-zellen	Anteil der reifen Plasma-zellen	Anteil der Übergangsformen	Zahl der Keimzentren pro Schnittfläche	Zahl der Schweigger-Seidel-Scheiden pro Ges.-feld 10 x 16	Zahl der periaarteriellären Lymphozytenmänn- tel pro Ges.-feld 10 x 16
-	-	-	1 (M26/69)	8 - 10	einzelne
ca. 10%	-	-	-	8 - 10	2 - 3
ca. 15-25%	ca. 50-70%	-	16 - 18 abnehmend auf 6 - 8	4 - 6	2 - 3
ca. 2%	ca. 2%	ca. 90%	1 - 8	4 - 6	2 - 3
-	-	-	-	12	1 - 2
einzelne	einzelne	-	-	6 - 10	1 - 2
30 - 40 %	einzelne	-	4 - 7 80 (M232/70)	5 - 9	1 - 2
-	einzelne	ca. 40-50%	in einem Fall 20	4 - 8	1 oder keine
-	-	-	-	12	2 - 4
einzelne	-	-	-	10 - 12 abnehmend auf 6 - 7	1 - 2
ca. 10-50%	einzelne	-	2 x 1	4 - 8	kaum angedeutet
ca. 0-15%	-	ca. 15-50%	1 (in einem Fall 47)	3 - 5	nur undeutlich

IV TONSILLA CAECALIS

Bei der histologischen Untersuchung der Tonsilla caecalis wurden (möglichst im Bereich der größten Tonsillenanschwellung) Dicke der Tonsillen, Anzahl der sogenannten Keimzentren pro Querschnitt durch einen Blinddarm und der Gehalt an pyroninophilen Zellen bestimmt. Die pyroninophilen Zellen wurden mit einem Zähllokular nach Sandkühler in einer Fläche von $0,01 \text{ mm}^2$ ausgezählt. Dabei wurden 3 Lokalisationen berücksichtigt; der Bereich der Zottenspitze, die Gegend des Zottenrandes direkt unter dem Epithel und die muskulaturnahe Basis der Zotten (siehe Skizze). Diese 3 Lokalisationen wurden gewählt, da sich zeigte, daß die pyroninophilen Zellen in der Tonsilla caecalis regional in unterschiedlicher Häufigkeit auftreten. Zusätzlich wurden bei jedem Tier einige Anhäufungen pyroninophiler Zellen differenziert.



a) Kontrolltiere

1. Gruppe: 1 - 9 Tage (8 Tiere)

Die Tonsilla caecalis erscheint knapp angedeutet, in der Ausdehnung von der Zottenspitze bis zur Muskularis gemessen höchstens 1 mm dick.

Pyroninophile Zellen liegen vereinzelt vorwiegend am Zottenepithel und Zottengrund. Nur stellenweise liegen ca. 200 pyroninophile Zellen auf einer Fläche von 1 mm^2 . Ca. 90 % davon sind Bursalymphozyten. Dazwischen liegen vereinzelt Plasmoblasten, und bei Tier 25/69 (9 Tage) erscheinen einzelne reife Plasmazellen.

2. Gruppe: 13 - 15 Tage (4 Tiere)

Die Ausdehnung der Tonsilla caecalis von der Zottenspitze zur Muskularis beträgt in dieser Gruppe im Durchschnitt recht regelmäßig ca. 1 mm.

Bei der Mehrzahl der Tiere findet sich ein einzelnes Keimzentrum auf der gesamten Schnittfläche. Bei Tier 32/69 (2 Wochen) und 34/69 (2 Wochen) liegen 4 - 5 Keimzentren auf dem Querschnitt.

Die pyroninophilen Zellen treten deutlich vor allem unter dem seitlichen Zottenepithel hervor. In dieser Gruppe liegen sie auch schon auffälliger in den Zottenspitzen. Die ausgezählten Werte der pyroninophilen Zellen pro mm^2 liegen zwischen 400 und 700, wobei die höhere Zellzahl unter dem Epithel des Zottenrandes und im Zottengrund liegt. Nur bei Tier 32/69 (2 Wochen) erscheinen an der Zottenspitze 1700 Zellen pro mm^2 .

Die Bursalymphozyten machen insgesamt immer noch den weitest- aus größten Teil der pyroninophilen Zellen aus. Besonders in der Tiefe der Tonsilla caecalis liegt ihr Anteil nahe an 100 %, während er zu den Zottenspitzen zu um 50 % beträgt. Plasmoblasten sind vornehmlich unter dem Zottenrandepithel und vielfach in den Spitzen angehäuft zu finden. Ihr Anteil beträgt je nach Lage zwischen 10 und 30 %.

Seitlich unter dem Epithel und vor allem in manchen Zottenspitzen liegt ihr Anteil bei 50 % bis sogar 90 % (Tier 34/69, 2 Wochen).

Unreife Plasmazellen kommen in ganz geringer Anzahl bei Tier 34/69 (2 Wochen) vor. Bei den meisten Tieren dieser Altersgruppe sind vereinzelt reife Plasmazellen zu finden. Sie liegen vornehmlich entlang des Zottenepithels und in den Spitzen. Bei Tier 32/69 (2 Wochen) beträgt ihr Prozentsatz an der Seite der Zotte ca. 10 - 20 % und in der Spitze ca. 60 %.

3. Gruppe: 3 - 10 Wochen (11 Tiere)

Die Dicke der Tonsilla caecalis in dieser Gruppe liegt zwischen 1,5 und 3 mm. Der Durchschnitt liegt bei 2 mm. In einigen Fällen sind beide Tonsillen nicht gleichstark ausgebildet.

Die Zahl der Keimzentren pro Querschnitt beträgt im Durchschnitt 10 bis zum Alter von 5 Wochen (54/69). Ab der 5. Woche (55/69) liegen die Zahlen bei 20 und 40, und bei einem Tier bei 80 Keimzentren pro Schnittfläche (65/69, 7 Wochen). Das letzte Tier (85/69) der Altersgruppe hat nur 4 Keimzentren pro Schnittfläche.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen pro mm^2 liegt im Durchschnitt zwischen 900 und 1300. Im allgemeinen liegen die meisten Zellen jetzt am Epithel entlang und in der Zottenspitze und nicht mehr im Zottengrund wie am Anfang. In den Zottenspitzen liegen die Zahlenwerte um 1500 Zellen und bei Tier 46/69 (4 Wochen) sogar bei 3200 Zellen pro mm^2 .

Der Anteil der Bursalymphozyten an der Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen liegt zwischen 20 und 40 %. Vor allem in der Tiefe liegen sie vielfach nesterartig zusammen, während sie zur Seite und Spitze der Zotte zu weniger werden (ca. 15 %).

Der Anteil der Plasmoblasten liegt ungefähr bis zur Mitte der Altersgruppe (46/69, 4 Wochen) zwischen 90 % und 40 % (zurückgehend). Ab dort liegt der Prozentsatz zwischen 10 und 40 % bis zu Tier 85/69 (10 Wochen).

Das erste Tier dieser Gruppe (37/69, 3 Wochen) hat nur vereinzelte unreife Plasmazellen in der Tonsilla caecalis. Bei 2 Tieren liegt ihr Prozentsatz zwischen 80 und 90 % vor allem am Epithel entlang und zur Spitze zu (39/69, 3 Wochen und 77/69, 8 Wochen). Bei den übrigen Tieren dieser Gruppe sind die unreifen Plasmazellen zu 20 - 50 % vertreten. Zwischen den unreifen Plasmazellen der meisten Tonsillen liegen meist einzeln die sogenannten Übergangsformen.

Reife Plasmazellen sind bei der überwiegenden Anzahl der Fälle nur einzeln vor allem in den Zottenspitzen in der Tonsilla caecalis vertreten. Am höchsten liegt der Anteil der reifen Plasmazellen mit ca. 60 % bei Tier 55/69 (5 Wochen). Bei Tier 37/69 (3 Wochen) kommen sie zu ca. 40 % und bei Tier 54/69 (5 Wochen) zu ca. 20 % vor.

4. Gruppe: 3 - 12 Monate (24 Tiere)

Die histologischen Befunde bei dieser Gruppe sind ausgesprochen heterogen. Die Ausdehnung der Tonsillen liegt im Durchschnitt zwischen 2,5 und 3 mm. Eine der paarigen Tonsillen ist meist kleiner ausgebildet. Ab einem Alter

von 9 Monaten (270/70) liegt das Maß im Durchschnitt zwischen 1 und 1,2 mm.

Von einem Alter von 12 Wochen (89/69) bis 5 Monate (157/69) finden sich 20 - 30 Keimzentren pro Schnittfläche. Bis zum Alter von 10 Monaten (281/70) liegt die Zahl zwischen 10 und 20 Keimzentren pro Schnittfläche. Dazwischen finden sich bei 4 Tieren (159/69, 5 Monate; 256/70, 8 Monate; 258/70, 8 Monate und 297/70, 11 Monate) 50 - 70 Keimzentren pro Schnittfläche. Nur zwischen 3 bis 6 Keimzentren pro Schnittfläche erscheinen bei Fall 156/69 (5 Monate) und 270/70 (9 Monate). Die letzten 12 Monate alten Tiere dieser Gruppe (306 - 309/70) haben ca. 5 bis 10 Keimzentren pro Schnittfläche.

Durchschnittlich die höchsten Zahlenwerte pyroninophiler Zellen finden sich an Zottenspitzen und auch am Zottenrand. An der Spitze liegen die Werte zwischen 1100 und 1500 Zellen pro mm^2 . Bei 5 Tieren zum Ende der Altersgruppe zu (267 - 270/70, 9 Monate und 296 - 297/70, 11 Monate) liegen rund 800 bis 900 pyroninophile Zellen pro mm^2 . Am Epithelrand der Zotten liegen rund 700 bis 1200 Zellen pro mm^2 . Am Zottengrund liegen die Zahlenwerte meist zwischen 400 bis 900 Zellen pro mm^2 . Bei einigen Tieren ergeben sich Werte zwischen 1400 und 1800 Zellen pro mm^2 . Bei 4 Tieren zeigen die Zahlenwerte an den Zottenspitzen und bei einem Tier davon auch am Epithelrand eine größere Abweichung nach oben (158/69, 5 Monate; 258/70, 5 Monate; 308/70 und 309/70, 12 Monate). Die Werte für die Zottenspitze liegen zwischen 2700 und 5400 pyroninophiler Zellen pro mm^2 und für den Epithelrand bei einem Tier (258/70, 8 Monate und 2 Wochen) bei ca. 3200 Zellen pro mm^2 .

Der Anteil der Bursalymphozyten an der Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen ist sehr gering mit Ausnahme eines

Tieres (230/70, 7 Monate) mit ca. 30 % Bursalymphozyten. Nur noch einzelne Bursalymphozyten, die ganz selten in kleinen Nestern zusammenliegen, finden sich in den Tonsillen.

Bei der überwiegenden Zahl der Tiere dieser Altersgruppe kommen ebenfalls nur noch ganz vereinzelt Plasmoblasten vor. Bei einem Tier (256/70, 8 Monate und 2 Wochen) liegt ihr Anteil bei ca. 50 %. Bei 5 Tieren (99/69, 14 Wochen; 156/69, 5 Monate; 268/70, 9 Monate und 308/70, 12 Monate) liegt er zwischen 10 und 20 % der Gesamtzahl an pyroninophilen Zellen.

Bei der Hälfte der Tiere dieser Gruppe treten einerseits die unreifen Plasmazellen und andererseits die Übergangsformen in einem Prozentsatz zwischen 50 und 90 % auf. Ab einem Alter von ca. 7 Monaten (231/70) zeigen die Tonsillen überwiegend mehr Übergangsformen als unreife Plasmazellen. Nur bei 4 Tieren dieser Gruppe erscheinen ca. 10 bis 20 % reife Plasmazellen (159/69, 5 Monate; 231/69, 7 Monate; 258/70, 8 Monate und 2 Wochen und 308/70, 12 Monate). Bei den meisten anderen Tieren lassen sich nur ganz vereinzelt oder bisweilen auch keine reifen Plasmazellen nachweisen.

Tabelle 10: Übersicht über Zahl der Keimzentren und der pyroninophilen Zellen in den Zäkaltonsillen bei Kontrolltieren.

Tier	Alter	Dicke der Tons.oaeo. von der Zottenspitze bis zur Muskularis	Zahl der Keim- zentren pro Schnittfläche	Zahl der pyroninophilen Zellen/mm ²		
				Zottenspitze	Zottenrand	Zottengrund
M 1/69	1 Tag	-	-	-	-	-
M 6/69	1 Tag	-	-	-	-	-
M 7/69	2 Tage	-	-	-	-	-
M 8/69	2 Tage	-	-	-	-	-
M 11/69	2 Tage	-	-	-	-	-
M 16/69	5 Tage	-	-	-	-	-
M 19/69	7 Tage	-	-	200 nur stellenweise	200	500
M 25/69	9 Tage	ca. 1 mm	-	200 nur stellenweise	200	500
M 30/69	2 Wochen	ca. 1 mm	1 undeutlich	200 nur stellenweise	500	500
M 32/69	2 Wochen	ca. 1,3 mm ca. 0,9 mm	3 - 4 undeutlich	1700	700	700

M 33/69	2 Wochen	ca. 1 mm	1	400	700	600
M 34/69	2 Wochen	ca. 0,9 mm ca. 0,8 mm	5	400	500	1100
M 37/69	3 Wochen	ca. 1,5 mm ca. 1,2 mm	8 - 10	800	1300	600
M 39/69	3 Wochen	ca. 2 mm ca. 0,4 mm	7 - 10	1300	1500	1800
M 41/69	3 Wochen	ca. 2 mm	12	1300	400	900
M 46/69	4 Wochen	ca. 2 mm	12	3200	800	1900
M 54/69	5 Wochen	ca. 1,5 mm ca. 1,5 mm	5	600	900	800
M 57/69	6 Wochen	ca. 3 mm	23	1700	900	1300
M 59/69	6 Wochen	ca. 2 mm ca. 1,5 mm	18	1800	1000	1500
M 61/69	7 Wochen	ca. 2,5 mm ca. 2,1 mm	42	1400	800	900
M 65/69	7 Wochen	ca. 3,1 mm	80	1000	500	400
M 77/69	8 Wochen	ca. 1,5 mm	40	700	900	400
M 85/69	10 Wochen	ca. 3 mm	4	1900	1700	1200
M 89/69	12 Wochen	ca. 3 mm	35	1100	1300	800
M 98/69	14 Wochen	ca. 3 mm	27	1300	1100	600

Tier	Alter	Dicke der Tons.casco. von der Zottenspitze bis zur Muskularis	Zahl der Keim- zentren pro Schnittfläche	Zahl der pyroninophilen Zellen/mm ²		
				Zottenspitze	Zottenrand	Zottengrund
M 99/69	14 Wochen	ca. 4 mm ca. 2,5 mm	40	1400	1800	800
M 156/69	5 Monate	ca. 2,5 mm ca. 3 mm	3 - 6	1600	1100	900
M 158/69	5 Monate	ca. 2,5 mm ca. 3 mm	20	3800	1500	1900
M 159/69	5 Monate	ca. 3 mm ca. 1,5 mm	über 50	1500	900	400
M 229/69	7 Monate	ca. 1 mm ca. 2 mm	15 - 20	1400	1500	700
M 230/70	7 Monate	ca. 2,5 mm ca. 3 mm	10	1300	700	900
M 231/70	7 Monate	ca. 2 mm	25	1100	700	500
M 256/70	8 Mo 2 Wo	ca. 2 mm ca. 3 mm	60 - 70	1100	900	700
M 257/70	8 Mo 2 Wo	ca. 1,5 mm ca. 2 mm	15	1000	900	1400
M 258/70	8 Mo 2 Wo	ca. 2 mm	50	2700	3200	1800

M 267/70	9 Monate	ca. 2 mm	20	700	1100	1300
M 268/70	9 Monate	ca. 2 mm	12	800	900	1100
M 270/70	9 Monate	ca. 1,4 mm	3 - 4	800	1100	1400
M 280/70	10 Monate	ca. 1,5 mm	10 - 20	800	1200	500
M 281/70	10 Monate	ca. 1 mm	18 - 20	1500	1300	900
M 283/70	10 Monate	ca. 1 mm	16	1500	1600	1700
M 296/70	11 Monate	ca. 0,9 mm	15 undeutlich	900	1100	1100
M 297/70	11 Monate	ca. 0,5 mm ca. 0,7 mm	60	700	600	900
M 306/70	12 Monate	ca. 1,8 mm	5	1100	1200	400
M 307/70	12 Monate	ca. 1,5 mm	4 undeutlich	1100	1100	700
M 308/70	12 Monate	ca. 1,5 mm ca. 2 mm	5 - 12	2600	900	800
M 309/70	12 Monate	ca. 2 mm	10	5400	1400	600

b) Bursektomierte Tiere:

1,2 % Testosteronpropionatkonzentration

1. Gruppe: 1 - 16 Tage (9 Tiere)

Die Blinddarmschleimhaut ist nicht verbreitert. Eine Tonsille ist nicht ausgebildet. Nur bei einem Tier (171/69, 9 Tage) ist eine geringe Verdickung durch lymphatisches Gewebe vorhanden.

Bis zum 9. Lebenstag tauchen ganz vereinzelte pyroninophile Zellen und zwar Bursalymphozyten und sehr selten Plasmoblasten auf. Vom 12. bis zum 16. Tag liegt die Zahl der Zellen im Bereich von 200 - 600 Zellen pro mm^2 . An den Rändern und im Zottengrund sind sie am ausgeprägtesten zu finden, während sie in den Zottenspitzen höchstens bis zu 200 Zellen pro mm^2 liegen.

2. Gruppe: 3 - 5 Wochen (6 Tiere)

Im Durchschnitt beträgt die Ausdehnung der Tonsillen von der Spitze bis zur Muskularis ca. 1 mm. Bei einem Tier (220/69, 5 Wochen) hat die eine der Tonsillen eine Dicke von ca. 2 mm.

Die Zahl der Keimzentren in dieser Altersgruppe liegt zwischen 2 - 5 pro Querschnitt. Zwei Tiere (195/69, 3 Wochen und 199/69, 4 Wochen) haben gar keine Keimzentren, und bei einem Tier (220/69, 5 Wochen) finden sich ca. 15 Keimzentren auf der Schnittfläche.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen pro mm^2 liegt jetzt zwischen 600 und 1100. Bis auf das letzte Tier der Gruppe (220/69, 5 Wochen), bei dem ca. 1100 Zellen pro mm^2 in der Zottenspitze zu finden sind, betragen die Zellzahlen

in der Spitze sonst ca. 600 - 800 pro mm^2 . Am Zottenrand unter dem Epithel entlang finden sich zwischen 700 und 1000 pyroninophile Zellen. Die Anzahl dieser Zellen am Grund der Zotten schwankt stark von 100 bis 1100 Zellen pro mm^2 .

Der Anteil der Bursalymphozyten beträgt 20 - 60 % der Gesamtzahl an pyroninophilen Zellen. Zwei Tiere (194/69, 3 Wochen und 199/69, 4 Wochen) haben nur einzelne oder gar keine Bursalymphozyten. Plasmoblasten sind zu ca. 30 % nur bei Tier 191/69 und 194/69 (4 Wochen) vertreten. Die anderen Tiere dieser Altersgruppe zeigen nur vereinzelt Plasmoblasten. Die unreifen Plasmazellen treten mit ca. 70 - 80 % in dieser Gruppe besonders hervor. Bei Tier 191/69 (3 Wochen) liegt ihr Anteil nur bei etwa 10 % und bei Tier 195/69 (3 Wochen) kommen überwiegend die sogenannten Übergangsformen in der *Tonsilla caecalis* vor.

3. Gruppe: 8 - 10 Wochen (3 Tiere)

Die Tonsillen sind im Durchschnitt ca. 2 mm breit. Ein Tier (232/70, 10 Wochen) hat eine Tonsille von ca. 3,8 mm Dicke.

Keimzentren finden sich 15 - 35 pro Schnittfläche.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen liegt zwischen 1000 und 3600 pro mm^2 . In dieser Altersgruppe liegen zahlreiche Zellen in den Zottenspitzen (1700 - 3600 Zellen pro mm^2). Unter dem Epithel der Zottenränder liegen bandartig ca. 1600 - 3100 Zellen pro mm^2 .

Bursalymphozyten finden sich nur vereinzelt oder in kleinen Nestern vornehmlich im Zottengrund. Der Anteil der Plasmoblasten

blasten an der Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen beträgt höchstens 5 - 10 %. Unreife Plasmazellen erscheinen zu ca. 60 %. Der Anteil der reifen Plasmazellen schwankt zwischen 10 und 40 %.

4. Gruppe: 3 - 6 Monate (11 Tiere)

Die Dicke der Tonsilla caecalis liegt in dieser Gruppe zwischen 1,5 und 3 mm. Während sie bei 3 - 4 Monate alten Tieren 2 - 3 mm breit ist, sind die Tonsillen 5 und 6 Monate alter Tiere nur 1 - 2 mm dick.

Die Zahl der Keimzentren pro Schnittfläche ist unterschiedlich. In der Mehrzahl sind 10 - 30 Keimzentren zu finden. Ein Tier (240/70, 12 Wochen) hat 5 und eines 70 (266/70, 4 Monate) Keimzentren pro Schnittfläche. 4 Tiere der Gruppe (245/70, 14 Wochen; 279/70, 5 Monate; 300 und 302/70, 6 Monate) haben keine Keimzentren.

Die Gesamtzahl pyroninophiler Zellen schwankt zwischen 700 und 3300 Zellen pro mm^2 . Die hohen Zellzahlen, 1800 - 2900 Zellen pro mm^2 , gelten für die Zottenspitzen bis auf eine Ausnahme (278/70, 5 Monate), wo ca. 3200 Zellen pro mm^2 im Zottengrund liegen. Unter dem Zottenrandepithel sind 700 - 2900 Zellen pro mm^2 zu zählen. Bei 2 Tieren (265 und 266/70, 4 Monate) liegen die Werte mit 2900 und 3300 Zellen pro mm^2 höher als die Werte der Zottenspitzen. Die niedrigsten Zahlen (600 - 1300/ mm^2) finden sich am Zottengrund bis auf die oben erwähnte Ausnahme. Bei 3 Tieren dieser Gruppe (245/70, 14 Wochen; 302 und 303/70, 6 Monate) liegen die Zellzahlen pro mm^2 bei 400 - 700. Dabei sind die hohen Zahlenwerte unter dem Zottenrandepithel und vor allem im Zottengrund zu finden.

Bursalymphozyten sind in den meisten Fällen nur vereinzelt oder innerhalb des Zottengrundes zu finden. Bei Tier 278/70 (5 Monate) und 303/70 (6 Monate) beträgt ihr Anteil an der Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen ca. 20 %. Der Anteil der Plasmoblasten liegt bei diesen zuletzt erwähnten Tieren zwischen 10 und 30 %, bei allen anderen Fällen treten die Plasmoblasten nur vereinzelt auf. Unreife Plasmazellen kommen vorherrschend bei Tier 278/70 (5 Monate) und 300/70 (6 Monate) zu 50 - 60% vor. Sonst überwiegen in den Zellansammlungen an Spitze, Zottenrand und -basis mehr die sogenannten Übergangsformen. Reife Plasmazellen tauchen nur bei 2 Tieren zu etwa 10 % auf (265/70, 4 Monate und 300/70, 6 Monate).

Tabelle 11: Übersicht über Zahl der Keimzentren und der pyroninophilen Zellen in den Zäkaltonsillen bei bursektomierten Tieren (1,2 % Testosteronproportionalkonzentration)

Tier	Alter	Dicke der Tonsilla caecalis von der Zottenspitze bis zur Muskularis	Anzahl der Keimzentren pro Schnittfläche	Zahl der pyroninophilen Zellen/mm ²		
				Zottenspitze	Zottenrand	Zottenrand
M 155/59	1 Tag	-	-	-	-	-
M 161/69	5 Tage	-	-	-	-	-
M 162/69	5 Tage	-	-	-	-	-
M 163/69	5 Tage	-	-	-	-	-
M 169/69	9 Tage	-	-	-	-	-
M 171/69	9 Tage	ca. 0,5 mm	-	-	-	-
M 176/69	12 Tage	-	-	-	400	600
M 180/69	16 Tage	-	-	300	200	-
M 181/69	16 Tage	-	-	200	400	200
M 191/69	3 Wochen	ca. 1 mm	2 (undeutlich)	600	500	100
M 194/69	3 Wochen	ca. 1 mm	5	600	900	1100
M 195/69	3 Wochen	ca. 0,9 mm	-	1400 (herdförmig)	900	500
M 199/69	4 Wochen	-	-	800	1000	900

M 201/69	4 Wochen	ca. 0,9 mm	4	700	600	400
M 220/69	5 Wochen	ca. 1,9 mm ca. 0,9 mm	15	1100	700	600
M 227/69	8 Wochen	ca. 2,1 mm	15	3100	2000	1000
M 232/69	10 Wochen	ca. 3,6 mm	35	3600	3100	1500
M 234/70	10 Wochen	ca. 2 mm	20	1700	1600	1000
M 240/70	12 Wochen	ca. 2,1 mm	5	1800	700	600
M 241/70	12 Wochen	ca. 2,1 mm	15	2100	1300	1000
M 245/70	14 Wochen	-	-	400	300	600
M 264/70	4 Monate	ca. 3 mm	30	2400	1600	1800
M 265/70	4 Monate	ca. 2,9 mm	15	1900	3300	1900
M 266/70	4 Monate	ca. 2,1 mm	70	2300	2300	3000
M 278/70	5 Monate	ca. 1,2 mm	25 - 30	2400	2300	3200
M 279/70	5 Monate	ca. 1,1 mm	-	1100	700	1500
M 300/70	6 Monate	ca. 1,1 mm	-	2600	2500	1100
M 302/70	6 Monate	ca. 1,5 mm	-	400	400	700
M 303/70	6 Monate	ca. 1,5 mm	10	1. 2900 2. 600	1. 1400 2. 500	1. 1300 2. 600

3 und 4 % Testosteronpropionatkonzentration

1. Gruppe: 1 - 11 Tage (10 Tiere)

Die Blinddärme sind meist durch eine geringgradige einseitige Ansammlung lymphatischen Gewebes zwischen Schleimhaut und Tunica muscularis verdickt.

Bei knapp der Hälfte der Tiere kommen keine pyroninophilen Zellen vor. Bei den anderen Fällen liegt die Zahl pro mm^2 durchschnittlich bei 100 - 200. Am regelmäßigsten kommen sie unter dem Epithel der Zottenränder vor, während sie in Spitzen und Grund teilweise fehlen.

Die meisten pyroninophilen Zellen sind Bursalymphozyten (bis zu 100 %). Bei 3 Tieren (103/69, 1 Tag; 107 und 108/69, 4 Tage) erscheinen auch vereinzelte Plasmoblasten.

2. Gruppe: 2 Wochen (3 Tiere)

Die Dicke der Tonsillen liegt zwischen 0,4 und 0,8 mm. Bei einem Tier (129/69) erscheint die Tonsille kaum angedeutet.

Nur bei einem Tier (126/69) findet sich ein undeutliches Keimzentrum.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen liegt in dieser Altersgruppe zwischen 200 und 600 pro mm^2 . Auch hier sind die Zahlen unter dem Zottenrandepithel am höchsten. In den Zottenspitzen liegen pyroninophile Zellen nur sehr selten und unregelmäßig.

Der Anteil der Bursalymphozyten an der Gesamtzahl der pyroninophilen Zellen liegt gewöhnlich bei 100 %. Ganz

vereinzelte tauchen auch Plasmoblasten auf. Bei Tier 126/69 liegen Plasmoblasten teilweise herdförmig gruppiert unter dem Epithelrand.

3. Gruppe: 3 - 10 Wochen (11 Tiere)

Die Dicke der Tonsillen beträgt in der Mehrzahl der Fälle rund 0,6 - 1 mm. Bei Tier 137/69 (4 Wochen) und 140/69 (5 Wochen) erreicht sie nur ca. 0,4 mm, und bei Tier 186/69 (2 Monate) liegt sie bei ca. 1,8 mm auf der einen Seite.

Bei 3 Tieren dieser Gruppe (136/69, 4 Wochen; 139/69, 5 Wochen und 187/69, 2 Monate) erscheint jeweils ein undeutliches, kleines Keimzentrum auf der Schnittfläche.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen schwankt zwischen 200 und 900 pro mm^2 . Die Zahlen sind unterschiedlich auf Zottenspitze, -rand und -grund verteilt. Bei Tier 133/69 (5 Wochen) und 187/69 (2 Monate) liegen die Zellzahlen pro mm^2 in den Zottenspitzen bei ca. 1800 und an den Seiten bei ca. 1200.

Der Anteil der Bursalymphozyten schwankt zwischen 10 und 100 %, ohne daß eine altersabhängige zu- oder abnehmende Tendenz zu beobachten ist. Der Anteil der Plasmoblasten ist ebenfalls recht unterschiedlich und schwankt zwischen 10 und 70 %. Unreife Plasmazellen kommen in den meisten Fällen nur vereinzelte vor, aber bei Tier 136/69 (4 Wochen) und 141/69 (5 Wochen) liegt ihr Anteil bei 50 % und bei Tier 187/69 (8 Wochen) um 20 %. Reife Plasmazellen finden sich bis auf einen Fall mit ca. 20 % (133/69, 3 Wochen) nur vereinzelte.

4. Gruppe: 3 - 7 Monate (9 Tiere)

Die Dicke der Tonsillen schwankt zwischen 1,5 und 2,5 mm. Bei Tier 242/70 (5 Monate) und 272/70 (6 Monate) sind die Zäkaltonsillen 3 - 5 mm dick.

Bei der Hälfte der Tiere dieser Altersgruppe finden sich 2 - 8 Keimzentren pro Querschnitt. Meist sind sie kleiner als bei Kontrolltieren und heben sich nur undeutlich von der Umgebung ab. Ein Tier (242/70, 5 Monate) hat 30 vielfach sehr kleine Keimzentren auf der Schnittfläche. Die andere Hälfte der Gruppe hat keine Keimzentren.

Die Zahl der pyroninophilen Zellen pro mm^2 beträgt meist 1900 - 3600. Die Zellen sind unterschiedlich verteilt. Bei einem Teil der Tiere sind sie am dichtesten im Zottengrund zusammengedrängt. Ein 4 Monate altes (237/70) und die 7 Monate alten Tiere (285 und 286/70) weisen 100 - 300 pyroninophile Zellen pro mm^2 auf.

Der Anteil der Bursalymphozyten liegt bei der Hälfte der Tiere bei 10 - 30 %. In der Mitte und am Ende der Gruppe sind Tiere mit ca. 100 % Bursalymphozyten (237/70, 4 Monate; 285/70 und 286/70, 7 Monate). Ein anderes 7 Monate altes Tier (284/70) zeigt nur einzelne Bursalymphozyten. Der Anteil der Plasmoblasten schwankt zwischen 10 und 40 %. Bei Tier 237/70 (4 Monate) sind nur einzelne Zellen und bei 2 7 Monate alten Tieren (285/70 und 286/70) keine Plasmoblasten zu finden. Unreife Plasmazellen tauchen bei der Mehrzahl der Tiere zu ca. 40 - 60 % auf. Bei einem 4 Monate alten Tier (137/70) und den 7 Monate alten Tieren (285/70 und 286/70) finden sich keine Zellen dieser Art. Bei Tier 225/70 (14 Wochen) und 236/70 (4 Monate) kommen einzelne Übergangsformen vor.

Nur bei 2 Tieren (225/70, 14 Wochen und 272/70,
6 Monate) sind Plasmazellen zu 10 - 30 % vorhanden.
Bei allen anderen Tieren finden sich keine reifen
Plasmazellen.

Tabelle 12: Übersicht über Zahl der Keimzentren und pyroninophilen Zellen der Zäkaltonsillen bei burspektomierten Tieren (3 und 4 % Testosteronproportionkonzentration).

Tier	Alter	Dicke der Tons. caecalis von der Zottenspitze bis zur Muskularis	Zahl der Keimzentren pro Schnittfläche	Zahl der pyroninophilen Zellen/mm ²		
				Zottenspitze	Zottenrand	Zottengrund
M 103/69	1 Tag	rundlich angedeutet	-	100	101	104
M 107/69	4 Tage	ca. 0,3 mm	-	100	100	100
M 108/69	4 Tage	rundlich angedeutet	-	100	400	100
M 110/69	4 Tage	keine Tc	-	-	-	-
M 112/69	8 Tage	keine Tc	-	-	-	-
M 115/69	8 Tage	eine Zotte rundlich verdickt	-	-	100	-
M 116/69	8 Tage	keine Tc	-	-	-	-
M 118/69	11 Tage	an einer Seite etwas vergrößerte Zotten	-	-	-	-
M 119/69	11 Tage	rundliche Verdickung an einer Zotte	-	-	200	-

M 120/69	11 Tage	an einer Seite etwas verlän- serte Zotten mit runderlicher Verdickung	-	-	100	-
M 126/69	2 Wochen	ca. 0,4 mm	1 (angedeutet)	400	600	200
M 128/69	2 Wochen	ca. 0,8 mm ca. 0,5 mm	-	200	300	400
M 129/69	2 Wochen	schwach ange- deutet	-	-	200	-
M 133/69	3 Wochen	ca. 0,8 mm raum ange- deutet	-	1300	1200	500
M 134/69	4 Wochen	ca. 0,8 mm	1 (undeutlich , begrenzt)	400	300	700
M 137/69	4 Wochen	ca. 0,4 mm	-	200	-	400
M 139/69	5 Wochen	ca. 1 - 1,2 mm	1 (undeutlich)	400	200	300
M 140/69	5 Wochen	ca. 0,4 mm	-	-	700	300
M 141/69	5 Wochen	ca. 1 mm ca. 0,5 mm	-	-	900	700
M 166/69	7 Wochen	ca. 0,5 mm	-	200	200	-
M 165/69	5 Wochen	ca. 0,6 mm ca. 2,5 mm	-	200	300	500

Fortsetzung Tabelle 12:

Tier	Alter	Dicke der Tons. caecalis von der Zottenspitze bis zur Muskularis	Zahl der Keim- zentren pro Schnittfläche	Zahl der pyroninophilen Zellen/mm ²		
				Zottenspitze	Zottenrand	Zottengrund
M 186/69	8 Wochen	ca. 1,8 mm ca. 0,8 mm	-	900	600	600
M 137/69	8 Wochen	ca. 0,6 mm ca. 1,5 mm	-	1800	1200	900
M 205/69	10 Wochen	ca. 1 mm ca. 1,2 mm	-	-	200	300
M 225/70	14 Wochen	ca. 1,9 mm	7	1900	2900	3400
M 236/70	4 Monate	ca. 2 mm	2 (undeutlich)	1900	3600	3700
M 237/70	4 Monate	ca. 2,5 mm	-	200	100	200
M 242/70	5 Monate	ca. 4-5 mm	30	2200	2900	5200
M 272/70	6 Monate	ca. 2 mm	1 (undeutlich)	1900	2500	1100
M 273/70	6 Monate	ca. 1,8 mm	-	2700	1700	500
M 284/70	7 Monate	ca. 1,5 mm ca. 1,0 mm	5	2300	3700	900
M 285/70	7 Monate	ca. 1,5 mm ca. 1,2 mm	-	100	-	100
M 286/70	7 Monate	ca. 2,6 mm	-	300	100	200

Tabelle 13: Übersicht über die Morphologie der Zirkal-
tensillen bei Kontrolltieren und bursenke-
tierten Tieren.

Gruppe	Dicke der Ton- silla oesalis von der Zotten- spitze zur Mucularis	Zahl der Keim- zentren pro Schnittfläche	Zahl der pyro- minophleg Zellen/mm ²	Anteil der einzelnen pyronophilen Zellarten an der Gesamtzellzahl					
				Bursallymphozyten	Plasmoblasten	unreife Plas- macellen	reife Plas- macellen	Übergangs- formen	
1. Gruppe (1.-9. Tag)	ca. 1 mm	-	200	90 %	einzelne	-	einzelne	-	
2. Gruppe (12.-15. Tag)	ca. 1 mm	1 - 5	400-700 (1700)	50 - 90 %	10 - 50 %	einzelne	einzelne	-	
3. Gruppe (3.-10. Wo)	ca. 1,5 - 3 mm	10 - 80	900-1500 (3200)	10 - 20 % (M 46/69 40%)	10 - 50 % (M 37 und M 41/69 lokal bis 90%)	einzelne - 60 %	einzelne - 60 %	vereinzelt	
4. Gruppe (3.-12. Mo)	ca. 3 - 1 mm	5 - 70	800-3200	einzelne	einzelne - 20 % (M 256/70 50%)	10 - 10 %	einzelne - 20 %	0 - 10 %	
1. Gruppe (1.-16. Tag)	geringe Ver- dickung	-	200-600	80 - 100 %	0 - 20 %	-	-	-	
2. Gruppe (3.-5. Mo)	ca. 1 (2) mm	2 - 5 (15)	600-1100	20 - 60 %	0 - 30 %	10 - 70 %	einzelne	vielleicht	
3. Gruppe (3.-12. Mo)	ca. 2 (3,0 mm)	15 - 25	1000-3600	einzelne	5 - 10 %	20 - 60 %	20 - 40 %	0 - 10 %	
4. Gruppe (3.-6. Mo)	ca. 1 - 3 mm	10 - 30	700-3300	0 - 20 %	0 - 30 % (bei 2 Tieren)	20 - 50 %	0 - 10 %	20 - 30 %	
1. Gruppe (1.-11. Tag)	geringgradige Verdickung	-	100-200 (bei 50% der Gruppe)	100 %	vereinzelt	-	-	-	
2. Gruppe (2. Woche)	0,4 - 0,8 mm	1	200-600	100 %	vereinzelt	-	-	-	
3. Gruppe (3.-10. Wo)	0,4 - 1 mm (1,0 mm)	1	200-900 (1 x 1300)	10 - 90 %	10 - 70 %	einzelne 30-50% bei 3 Tieren	einzelne (M 153/69 20%)	-	
4. Gruppe (3.-7. Mo)	1,5 - 2,5 mm (3 - 5 mm)	2 - 8 (bei der Hälfte) (30)	1900-3600 (100-300)	10 - 30 % (1 x 100 %)	10 - 40 %	40 - 60 %	10 - 30 % (bei 2 Tieren)	einzelne	

5. Besprechung der Ergebnisse und Diskussion

BURSA

Die histologischen Befunde der Bursa junger Küken entspricht weitgehend den Angaben der Literatur. Im Unterschied zu ACKERMAN und KNOUFF (1959) und ARAMAKI (1968) die bereits bei 18 Tage bebrüteten Embryonen weißer Leghorns eine deutlich entwickelte Rinde der Bursa - Follikel beobachten, war bei den eigenen Untersuchungen bei 1-Tags-Küken kaum Follikelrinde vorhanden. Dies entspricht eher den Angaben von PROCHÁZKA, RODAK, KREJČI (1967) bei New Hampshire Küken. Es ist denkbar, daß diese Unterschiede der Entwicklungsgeschwindigkeit von Bursafollikeln rassenbedingt sind, ähnlich wie von GLICK (1956) bezüglich der Bursainvolution festgestellt.

Die rundlichen oder polyedrischen Zellen mit blassem Kern, mit deutlichem Nukleolus und schwach pyroninophilen Zytoplasma in den Follikeln werden in den eigenen Untersuchungen entsprechend CLAWSON, COOPER, GOOD (1967) Bursalymphozyten genannt. In der Literatur (ACKERMAN und KNOUFF, 1959, ACKERMAN 1962, ARAMAKI 1968) werden sie gewöhnlich als Lymphoblasten interpretiert. Die Bezeichnung Bursalymphozyt wurde gewählt wegen funktioneller Gesichtspunkte und vor allem um die morphologische Gleichartigkeit dieser Zellen in den Bursa - Follikeln mit denen in Milz und Tonsilla caecalis zu demonstrieren.

Bis zum Einsetzen der Involution entsprechen die Bursen der Kontrolltiere histologisch den kurzen Angaben oder Abbildungen aus verschiedenen Arbeiten, die sich vor-

wiegend mit Bursektomie befassen (GARREN und BARBER, 1955; GARREN, 1957; WARNER und BURNET, 1961; JANKOVIĆ, ISAKOVIĆ, 1964; PETERSON und GOOD, 1965; GLICK, 1967; CORDIER, 1969).

Die Involution der Bursa setzt innerhalb der von uns untersuchten Population zu unterschiedlichen Zeitpunkten ein. Anfänge sind bereits ab der 10. Woche zu beobachten. Soweit die Zahl der untersuchten Tiere (12, davon 5 ♂, 7 ♀) den Schluß zuläßt, scheint die Involution bei Hähnen um 1 - 1 1/2 Monate früher einzusetzen.

Anfänglich überwiegen offensichtlich regressive Veränderungen im Bereich des Bursaepithels, die ein Verschmelzen der Bursafalten verursachen und schließlich zum Lumenverlust führen. Im Follikelmark sind ballonierende Degeneration und Kernpyknose auf den Teil des Bursamarkes beschränkt, der in engem Kontakt zum Bursaepithel steht. Interessant ist, daß zunächst völlig lymphozytenleere Schläuche zwischen Epithel und Restfollikel zurückbleiben. Diese Schläuche enthalten nur undifferenzierte Epithelzellen und in ihrem Bereich findet sich auch keine Rinde mehr.

In fortgeschrittenen Stadien der Involution, in denen außer dem Bursagang kaudal in der Bursa kein Lumen mehr besteht, ergreifen destruktive Veränderungen die noch vorhandenen Bursafollikel. Sie degenerieren und werden nekrotisch, wobei öfter die der Basalmembran aufsitzende Epithelreihe erhalten bleibt und als Zystenwand den Detritus umgibt. Als Folge dieser regressiven Veränderungen kommt es zu häufig radiär gerichteten Gefäß- und Bindegewebeinsprossungen. Auch bei längst

abgeschlossener Involution finden sich sehr häufig im Bursagebiet follikelartige Gebilde.

Die Beeinflussung der Bursaanlage durch das Eintauchen in ein Testosteronpropionatbad führt zwar - insgesamt betrachtet - bei 3 % und 4 % Hormonkonzentration zu höhergradiger Hypoplasie oder Elimination der Bursa als bei 1,2 % Testosteronpropionat-Konzentration. Innerhalb einer Konzentrationsgruppe jedoch differiert die Beeinflussung sehr stark, nämlich von histologisch völlig normal ausgebildeter Bursa bis zum völligen Fehlen von Bursagewebe. Die vorhandenen Bursaanlagen entsprechen in der Vielfältigkeit etwa den von WARNER und BURNET (1961) beobachteten Bildern nach Injektion unterschiedlicher Mengen Testosteronpropionat in Dottersack und Allantois zu unterschiedlichen Zeitpunkten. Auffallend ist, daß in den untersuchten Bursaanlagen bis zum Alter von 2 Wochen viele Follikel keine Rinde, manche nur eine schmale, wenige Zellreihen dicke Rinde besitzen. Die hormonelle Bursektomie scheint also vor allem die Lymphopoese in der Follikelrinde zu hemmen.

Bereits bei 2 Wochen alten bursektomierten Tieren können Bursagebilde beobachtet werden, die völlig involvierten Bursen entsprechen. Dies ist besonders deshalb erstaunlich, weil die Bursektomie zu einem Zeitpunkt durchgeführt wurde, zu dem die Bursa noch gar nicht angelegt war. Die Beobachtung, daß bis zum Alter von 5 Wochen nur 3 von 36 untersuchten 3 % und 4 % bursektomierten Tieren, bei über 6 Wochen alten dagegen 8 von 25 untersuchten Tieren Bursabildungen aufweisen, läßt daran denken, daß mit zunehmendem Alter eine Erholung bzw. verspätete Neubildung von Bursagewebe eintreten kann. Es läßt sich aber nicht ausschließen, daß dieser Effekt

zufällig durch unbewußte Auswahl der jeweils schwächsten Jungtiere zum Töten vorgetäuscht wird.

THYMUS

Die beobachteten histologischen Thymusveränderungen bei Kontrolltieren zeigen, entsprechend den Angaben von WARNER (1964) eine relativ langsam und kontinuierlich fortschreitende Verringerung der Thymusrinde bei gleichzeitiger relativer, bis etwa zum 5. Monat auch absoluter Größenzunahme des Markanteils. Im Alter von 1 Jahr bleibt fast nur das Mark übrig. Dieses unterscheidet sich vom Markteil des Thymus juveniler Tiere durch gehäufteres Lymphozyten-Vorkommen.

Plasmazellen sind auf das Thymusmark beschränkt. Sie kommen erstmals vereinzelt im Alter von 6 Wochen vor und nehmen mit steigendem Alter stetig zu, bis sie im involvierten Thymus 1-jähriger Hühner die höchsten Werte erreichen. Dieses Ansteigen der pyroninophilen Zellen im Thymusmark steht im Gegensatz zur abnehmenden Tendenz der Plasmazellen in Milz und Tonsilla caecalis.

Eine von der Jahreszeit abhängige Größenzunahme des Thymus mit Wiederauftauchen von Rindenanteil - wie bei Stockenten, Spatzen und Rotkehlchen nach der Paarungszeit von HÖHN (1956) beschrieben und von WARNER (1964) im Spätsommer beim 12 Monate alten Huhn beobachtet -

kann nicht festgestellt werden. Vielleicht liegt dies daran, daß die 1-jährigen Tiere im Juni getötet wurden.

Eine Rindenatrophie oder degenerative Veränderungen im Thymusmark entsprechend den Befunden von SZENBERG und WARNER (1962 und 1964) und WARNER, SZENBERG und BURNET (1962), die embryonal 2,5 mg Testosteronpropionat in die Allantoishöhle injizierten, ist weder bei Tieren, die mit 1,2 % noch bei Tieren, die mit 3 % oder 4 % Testosteronpropionat behandelt worden sind, festzustellen. Der Gehalt an Plasmazellen im Thymusmark - nach ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ (1964) bei 8 Wochen alten chirurgisch bursektomierten Küken und Kontrolltieren gleich hoch - ist bei Tieren, die mit 1,2 % Testosteronpropionat behandelt worden sind, niedriger als bei Kontrolltieren. Bei 3 und 4 % Tieren fehlen Plasmazellen im Thymusmark fast völlig. Ihre Zahl dürfte also abhängig sein von der zum Tauchen der Eier verwendeten Testosteronpropionat-Konzentration.

MILZ

Die histologische Untersuchung der Milz bei Kontrolltieren zeigt während des Zeitraums von einem Jahr deutliche Veränderungen.

Während die Schweigger-Seidel-Scheiden durch die sich entwickelnde Pulpa weit auseinanderrücken, bleibt die Zahl der periarteriolären Lymphozytenmängel von der

2. Woche ab annähernd konstant.

Keimzentren treten gewöhnlich ab der 3. Lebenswoche auf - wie auch von THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957), COOPER, PETERSON und GOOD (1965), JANKOVIĆ (1968) und RODAK, PROCHÁZKA und KREJČI (1969) beobachtet - erreichen mit 5 bis 8 Wochen die höchste Dichte und sinken bis zu einem Jahr deutlich ab.

Größe und Dichte der ab der 2. Woche auftretenden pyroninophilen Zellnester nehmen bis zum 5. Monat kontinuierlich zu, um dann bis zum Alter von einem Jahr abzusinken. Während die pyroninophilen Zellen in den beiden ersten Lebenswochen fast ausschließlich aus Bursalymphozyten bestehen, setzen sie sich ab der 2. Woche je ca. zur Hälfte aus Plasmoblasten und Bursalymphozyten zusammen. Zwischen 1 1/2 und 6 Monaten schließlich erreichen Plasmazellen die höchsten Werte. Auch nach THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) treten Plasmazellen ab 3 Wochen auf. Besonders dicht gedrängt liegen Plasmazellen an den Sinus - wie auch THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) feststellen - und an den Gefäßen - entsprechend den Beobachtungen von JANKOVIĆ und ISAKOVIĆ (1964), JANKOVIĆ (1968) und NAGY (1970). In der 2. Hälfte des 1. Lebensjahres besteht der überwiegende Anteil der pyroninophilen Zellen aus sogenannten Übergangsformen.

Bei burssektomierten Tieren finden sich in der Milz etwa in Abhängigkeit von der Hormonkonzentration reduzierte periarteriolläre Lymphozytenmäntel.

Die Keimzentren sind ebenfalls in gewisser Abhängigkeit von der Konzentration vermindert oder fehlen ganz, wie auch PAPERMASTER und GOOD (1962), COOPER, PETERSON und GOOD (1965) und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) feststellen. Außerdem sind wie auch von WARNER, SZENBERG und BURNET (1962), ISAKOVIĆ und JANKOVIĆ (1964), COOPER, PETERSON und GOOD (1965) und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) berichtet, pyroninophile Zellnester in Zahl und Größe erheblich reduziert.

Bei der Differenzierung der pyroninophilen Zellen macht sich bei 3 % und 4 % bursektomierten Tieren deutlicher als bei 1,2 % bursektomierten Hühnern eine Verschiebung zu den unreifen Zellen bemerkbar. So sind die Bursalymphozyten bis 5 Wochen, Plasmoblasten bis 6 bzw. 7 Monate in wesentlich höherem Anteil als bei Kontrolltieren vorhanden. Während reife Plasmazellen fast völlig fehlen, sind unreife Plasmazellen über einen längeren Zeitraum als bei Kontrolltieren vorhanden. Entsprechend kommen weniger sogenannte Übergangsformen vor.

TONSILLA CAECALIS

Bei der histologischen Untersuchung der Tonsilla caecalis wurde versucht, die pyroninophilen Zellen mit Hilfe des Sandkühler - Zähllokulars zahlenmäßig zu erfassen. Die Ergebnisse dieser Auswertung sind

mit Vorsicht zu interpretieren, da subjektive Fehlerquellen nicht ausschließbar sind. So besteht u.a. in Tonsillen mit wenig pyroninophilen Zellen die Gefahr, relativ zu hohe Werte anzugeben, da in diesen Fällen die Gebiete ohne pyroninophile Zellen besonders leicht übersprungen werden. Wegen der Form der Zäkaltonsillen und des charakteristischen Verteilungsmusters der pyroninophilen Zellen in den Tonsillen dürfte eine andere Methodik der Zählung kaum durchführbar sein.

Die Beobachtungen bei den Kontrolltieren ergaben, daß sich eine deutliche Tonsille erst mit etwa 5 Tagen bildet. Bereits um diese Zeit finden sich typische Bursalymphozyten in der Tonsilla caecalis, wie sie auch von JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967) bei 18 Tagen bebrüteten Embryonen beobachtet werden. Bei über 2 Wochen alten Tieren treten - übereinstimmend mit THORBECKE, GORDON, WOSTMAN, WAGNER und REYNIERS (1957) - Keimzentren auf. Reife Plasmazellen finden sich ab 3 Wochen. Bereits ab dieser Zeit, stärker noch ab 3 Monaten, schwanken Vorkommen von Keimzentren und Plasmazellen auch zwischen gleichaltrigen Tieren so stark wie bei keinem der anderen untersuchten Organe. Nicht zuletzt deswegen dürften sich auch in der Literatur kaum Zahlenangaben finden lassen. Erklären läßt sich dieses von der Milz deutlich abweichende Verhalten der Tonsilla caecalis möglicherweise durch deren besondere immunologische Situation. Durch ihren unmittelbaren und besonders intensiven Kontakt mit den verschiedensten Agentien über die Darmschleimhaut ist sie ständig wechselnden antigenen Reizen ausgesetzt. Dies dürfte sich auch im histologischen Bild niederschlagen.

Wie auch bei den Kontrolltieren bestehen zwischen den Zäkaltonsillen der einzelnen bursektomierten Tiere Unterschiede. Insgesamt führt hormonelle Bursektomie mit 1,2 % Testosteronpropionat-Konzentration zu einer leichten Reduktion, Bursektomie mit 3 und 4 % Konzentration zu einer höhergradigen Verminderung der Keimzentren sowie der pyroninophilen Zellen entsprechend WARNER (1966), COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) und JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967). Der Plasmazellenanteil an den pyroninophilen Zellen ist gewöhnlich sehr niedrig. Diese Befunde stehen weitgehend in Einklang mit den Angaben von JANKOVIĆ und MITROVIĆ (1967) und COOPER, PETERSON, SOUTH und GOOD (1966) bei chirurgisch behandelten Tieren.

ZUSAMMENFASSUNG

1. Eine Literaturübersicht wird über die embryonale und postembryonale Entwicklung von Bursa, Thymus, Milz und Tonsilla caecalis gegeben.
2. Nach eigenen Beobachtungen stimmt die Entwicklung der Bursa bis etwa zum 2. Monat bei Kontrolltieren weitgehend mit den Angaben in der Literatur überein. Die Involution der Bursa beginnt innerhalb der untersuchten Kontrolltiergruppe schon mit der 10. Lebenswoche, wobei die Involution der Bursa weiblicher Tiere ca. 1 - 1 1/2 Monate später beginnt. Der Degeneration fällt zuerst die Epithelschicht der Bursafalten anheim. Später gehen die lymphatischen Zellen des Follikelmarks zugrunde. Danach verschwindet auch die Rindenschicht und die Basalmembran. Es finden sich neben nekrotischen Follikeln auch Zysten mit Detritus. Auch nach beendeter Involution (ab dem 5. Monat) befinden sich im Bursagebiet noch zahlreiche Follikelreste.

Die Beeinflussung der Bursa durch hormonelle Bursektomie ist ungefähr proportional der Konzentration des Testosteronpropionats. Innerhalb der Tiergruppen variieren die Bilder der Bursaschädigung ziemlich stark. Es wird vermutet, daß die hormonelle Bursektomie vor allem die Lymphopoese in der Follikelrinde zu beeinflussen scheint. Weiterhin wird erwogen, ob bei den bursektomierten Tieren mit zunehmendem Alter eine gewisse Erholung oder verspätet einsetzende Neubildung von Bursagewebe eintritt.

3. Die Beobachtungen der Thymusentwicklung bei Kontrolltieren zeigen eine stetige, langsame Verringerung der Thymusrinde neben einer Größenzunahme des Marks. Plasmazellen sind nur im Thymusmark vorhanden und nehmen vom ersten Erscheinen mit 6 Wochen bis zu einem Jahr kontinuierlich zu.

Der Gehalt an Plasmazellen bei burssektomierten Tieren ist im Thymusmark etwa umgekehrt proportional der Konzentration des Hormons.

4. Die Zahl der Schweigger-Seidel-Scheiden in der Milz von Kontrolltieren verringert sich bis zu einem Jahr allmählich, während die Zahl der periarteriolen Lymphozytenmäntel annähernd konstant bleibt. Keimzentren erscheinen mit 3 Wochen, erreichen mit 6 - 8 Wochen einen zahlenmäßigen Höhepunkt und sinken bis zu einem Jahr deutlich ab. Größe und Dichte der pyroninophilen Zellnester nehmen bis zum 5. Monat stetig zu und sinken dann bis zu einem Jahr wieder ab. Am Anfang treten fast ausschließlich Bursa-Lymphozyten, ab der 2. Woche zur Hälfte Plasmoblasten, zwischen 1 1/2 und 6 Monaten reife Plasmazellen und ab 5 Monaten sogenannte Übergangsformen auf.

Bei den burssektomierten Hühnern sind die periarteriolen Lymphozytenmäntel, die Keimzentren und Zahl und Größe der pyroninophilen Zellnester etwa in Abhängigkeit von der Hormonkonzentration vermindert. Je stärker die Testosteronpropionatkonzentration ist, desto weiter tritt eine deutliche Verschiebung zu den unreifen pyroninophilen Zellen ein.

5. Eine deutlich ausgebildete Tonsilla caecalis mit Bursalymphozyten erscheint bei Kontrolltieren am 5. Tag. Ab 2 Wochen treten die ersten Keimzentren und ab 3 Wochen die ersten Plasmazellen auf. Sie sind innerhalb gleicher Altersgruppen so unterschiedlich vertreten, daß eine Erklärung dafür in der ständig wechselnden immunologischen Situation der Darm-schleimhaut gesucht wird.

Hormonelle Bursektomie führt zu ähnlichen Ergebnissen wie in der Milz.

SUMMARY

1. A review is given about the literature of embryonal and postembryonal development of bursa, thymus, spleen, and tonsilla caecalis.
2. According to the own observations the development of the bursa in control chickens corresponds extensively to the statements given in the literature until the second month. Within the examined control group the involution of the bursa starts in the 10. week of life. The involution of the female bursa starts about 1 ~ 1 1/2 months later than the involution of the male bursa. First the epithelium line of the bursa folds and second the lymphatic cells in the medulla of the follicle degenerate. Besides necrotic follicles there are cysts with detritus. Also after finished degeneration (after the 5. month) there are many rests of follicles in the zone of the bursa.

The influence by hormonal bursectomy on the bursa is approximately proportional to the concentration of testosteronepropionat. Within the groups of chickens there are various extents of damage of the bursa. We suppose, that hormonal bursectomy above all affects the lymphopoiesis in the cortex of the follicle. Furthermore we consider, if a certain recovery or a delayed growth of bursa tissue happens in the bursectomized chickens with advancing age.

3. The observations of the development of the thymus in control chickens show a steady slow reduction of the cortex of thymus besides an increase of the medulla. Only in the medulla of the thymus there are plasma cells which appear in the 6. week and increase in number until the age of one year.

In bursectomized chickens the content of plasma cells is nearly inversely proportional to the concentration of the hormone.

4. In the spleen of control chickens the number of Schweigger-Seidel-sheats decreases steadily until one year. The number of lymphocyte shells around the arterioles remains nearly constant. At an age of 3 weeks there appear germinal centers. About 6 - 8 weeks we state their greatest number. Until the age of one year their number decreases distinctly. Until 5 months the extent and density of the nests of pyroninophilic cells increase and then decrease until an age of one year. In the beginning exclusively there appear bursa lymphocytes; from the second week plasmoblasts appear half of the number. Between 1 1/2 and 6 months there appear mature plasmacells. From the 5. month we find so called "transitory forms".

In the bursectomized chickens shells of lymphocytes around the arterioles, germinal centers, and numbers and extents of the nests of pyroninophilic cells are nearly diminished in relation to the concentration of the hormone. The stronger is the concentration of testosteronepropionat the more

happens a distinct increase of immature pyroninophilic cells.

5. At the 5. day tonsilla caecalis containing bursalymphocytes is formed distinctly in the intestine of control chickens. From the second week there appear germinal centers and from the third week plasma cells. Because they are distributed so differently within the equal groups of age, we try to explain this fact in the exposing of the intestine mucosa to always changing immunological situations.

Hormonal bursectomy caused as similiar results in the tonsilla caecalis as in the spleen.

LITERATURVERZEICHNIS

ACKERMAN G.A., 1962

Electron microscopy of the bursa
of Fabricius of the embryonic chick
with particular reference to the
lymphoepithelial nodules.
J. Cell Biol. 13, 127 - 146

ACKERMAN G.A. und R.A. KNOUFF, 1959

Lymphocytopoiesis in the bursa of
Fabricius.
Am. J. Anat., 104, 163 - 205

ACKERMAN G.A. und R.A. KNOUFF, 1963

Testosteronesuppression of mesen-
chymal alkaline phosphatase activity
and the lymphoepithelial nodule
formation in the bursa of Fabricius
in the embryonic chick.
Anat. Rec., 146, 23 - 28

ACKERMAN G.A. und R.A. KNOUFF, 1964

Lymphocyte formation in the thymus
of the embryonic chick.
Anat. Rec., 149, 191 - 216

AL DABAGH M.A. und M.ABDULLA , 1963

Correlation of sizes and weights
of livers and spleens to the ages
and bodyweights of normal chicks
with a note on the histology of
the organs in chicks.
Vet. Rec., 75, 397 - 400

ARAMAKI T., 1968

Morphologic study of lymphatic
tissues (XIII).

Light and electronmicroscopic
observations on the bursa of Fabricius
of the chick and Coturnix embryos with
special reference to lymphocytopoiesis.
Keio J. Med., 17, 135 - 155

ARNASON G., B.D. JANKOVIĆ und B.H. WAKSMAN, 1962

A survey of the thymus and its
relation to the lymphocytes and
immune reactions.

Blood, 20, 617 - 628

ASPINALL R.L., R.K. MEYER, M.A. GRAETZER und H.R. WOLFE, 1963

Effect of thymectomy and bursectomy
on the survival of skin homografts in
chickens.

J. Immun., 90, 872 - 877

AUERBACH R., 1960

Experimental analysis of the origin
of cell types in the development of
the mouse thymus.

Develop. Biol., 3, 336 - 354

BALL W.D. und R. AUERBACH, 1960

In vitro formation of lymphocytes
from embryonic thymus.

Exp. Cell Res., 20, 245 - 247

BASSLINGER J., 1858

Die Peyerschen Inseln (Plaques)
der Vögel.

Z. wiss. Zool., 2, 299 - 300

BORNHAUPT T., 1867

Untersuchungen über die Entwicklung
des Urogenitalsystems beim Hühnchen.
Inaug. Diss. Universität Dorpat
Riga

BOYDEN E.A., 1922

Cloaca in birds with special reference to the origin of the bursa of Fabricius of urodaeal sinus, and the regular occurrence of a cloacal fenestra.
Am. J. Anat., 30, 163 - 201

BRÜGGEMANN J., B. FRIEDRICH und U. LÖSCH, 1969

Vergleichende Bestimmungen der Immunglobulin-Spiegel genuin dysgammaglobulinämischer und "hormonell bursektomierter" Hühner.
Ztschr. für Tierphysiologie, Tierernährung und Futtermittelkunde, 24, 317 - 384

BURKHARD R., 1966

Präparative Voraussetzungen zur klinischen Histologie von Knochenmark und Knochen. II. Ein neues Verfahren zur histologischen Präparation von Biopsien aus Knochenmark und Knochen (Preconditions of histological preparation to the clinical histology of bone marrow and bone. II. A new method for the histological preparation of bone marrow and bone).

CHANG T.S., M.S. RHEINS und A.P. WINTER, 1957

The significance of the bursa of Fabricius of chickens in antibody production.
3. Resistance to Salmonella typhimurium infection.
Poultry Sci., 38, 174 - 175

CHEN L.T. und R.F. RUTH, 1966

Nuclear structure in lymphoid
primordia.

Nature, 209, 381 - 383

CHEVILLE N.F., 1967

Studies on the pathogenesis of
Gumboro disease in the bursa of
Fabricius, spleen, and thymus of the
chicken.

Am. J. Pathol., 51, 527 - 551

CLAWSON C.C., M.D. COOPER und R.A. GOOD, 1967

Lymphocyte fine structure in the
bursa of Fabricius, the thymus, and
the germinal centers.

Lab. Invest., 16, 407 - 421

COMSA C., 1957

Consequences of thymectomy upon
the leucopoiesis in guinea pigs.

Act. Endocrin., 26, 361

COOPER M.D., R.D.A. PETERSON und R.A. GOOD, 1965

Delineation of thymic and bursal
lymphoid systems in the chicken.

Nature 205, 143 - 146

COOPER M.D., R.D.A. PETERSON, M.A. SOUTH und

R.A. GOOD, 1966

The function of the thymus system and
the bursa system in the chicken.

J.Exp. Med., 123, 75 - 102

COOPER M.D., M.L. SCHWARTZ und R.A. GOOD, 1966

Restoration of gammaglobulin pro-
duction in a-gammaglobulinaemic
chickens.

Science, 151, 471 - 473

CORDIER A., 1969

L'innervation de la bourse de
Fabricius durant l'embryogenèse
et la vie adulte.

Act. Anat., 73, 38 - 47

DALMASSO A.P., C. MARTINEZ, K. SJODIN und R.A. GOOD, 1963

Studies on the role of thymus in
immunobiology:

Reconstitution of immunologic
capacity in mice thymectomized at
birth.

J. Exptl. Med., 118, 1089 - 1109

DANCHAKOFF V., 1908

Untersuchungen über die Entwicklung
des Blutes und des Bindegewebes bei
den Vögeln.

Anat. Hefte, 37, 471 - 589

- - - - - , 1916

Equivalence of different hemopoietic
anlagen. (By method of stimulation
of their stem cells.)

Am. J. Anat., 20, 255 - 308

DENT P.B. und R.A. GOOD, 1965

Absence of antibody production in
the bursa of Fabricius.

Nature, 207, 491 - 493

DENT P.B., D.Y.E. PEREY, M.D. COOPER und R.A. GOOD, 1968

Nonspecific stimulation of antibody
production in surgically bursectomized
chickens by bursa-containing diffusion-
chambers.

J. Immunol., 101, 799 - 805

DIETER M.P. und R.P. BREITENBACH, 1968

The growth of chicken lymphoid organs,
testes, and adrenals in relation to
the oxidation state and concentration
of adrenal and lymphoid organ vitamin C.
Poultry Sci., 47, 1463 - 1468

DRIEUX H. in E. JOEST

Handbuch der speziellen pathologischen
Anatomie der Haustiere.
Parey - Verlag, Berlin - Hamburg
3. Auflage

EYCKMANS L., E. SCHONNE und H. EYSSEN, 1968

Antibody production in bursectomized
chickens after injection of
bacteriophage ϕ X 174.
Life Sci., 7, 161 - 169

FABRICIUS H., 1621

De formatione ovi et pulli tractatus
accuratissimus.
Patavii, ex officina Aloysii Bencii
bibliopolae
zitiert nach JANKOVIĆ B.D., 1968

FICHTELIUS K.E., G. LAURELL und L. PHILIPSSON, 1961

The influence of thymectomy on the
antibody formation.
Acta Path. Microbiol. Scand., 51, 81 - 86

GARREN H.W. und C.W. BARBER, 1955

Endocrine and lymphatic gland
changes with thyphoid.
Poultry Sci., 34, 1252 - 1258

GASSER E., 1874

Beiträge zur Entwicklungsgeschichte der
Allantois, der Müllerschen Gänge und
des Afters.
bei Christian Winter, Frankfurt

GLICK B., 1955

Growth and function of the bursa
of Fabricius in the domestic fowl.
Ph. D. Diss.
Ohio State University

- - - - 1956

Normal growth of the bursa of
Fabricius in chickens.
Poultry Sci., 35, 843 - 851

- - - - 1957

Experimental modification of the
growth of the bursa of Fabricius.
Poultry Sci., 36, 18 - 23

- - - - 1960

Extracts from the bursa of Fabricius,
a lymphoepithelial gland of the
chicken, stimulate the antibody
production in bursectomized chickens.
Poultry Sci., 39, 1097 - 1101

- - - - 1961

The influence of dipping eggs in
male hormone solution on lymphatic
tissue and antibody response of
chickens.
Endocrinology, 69, 984 - 985

- - - - 1967

Antibody and gland studies in
cortisone and ACTH - injected birds.
J.Immunol., 93, 1076 - 1084

GLICK B., T.S. CHANG und R.G. JAAP, 1956

The bursa of Fabricius and antibody
production.
Poultry Sci., 35, 224 - 225

GLICK B. und C.R. SADLER, 1961

The elimination of the bursa of
Fabricius and reduction in birds
from eggs dipped in hormone
solutions.

Poultry Sci., 40, 185 - 189

GLICK B. und S. WHATLEY, 1967

The presence of immunglobulin
in the bursa of Fabricius.

Poultry Sci., 46, 1587 - 1589

GOOD R.A., A.P. DALMASSO, C. MARTINEZ, O.K. ARCHER,
J.C. PIERCE und B.W. PAPERMASTER, 1962

The role of the thymus in development
of immunologic capacity in rabbits
and mice.

J.Exptl. Med., 116, 773 - 796

GOOD R.A., A.E. GABRIELSEN, M.D. COOPER und
R.D.A. PETERSON, 1966

The role of the thymus and bursa
of Fabricius in the development of
effector mechanisms.

Ann. N.Y.Acad.Sci., 129, 131- 154

GOTHE R., 1969

Zum Wirt-Parasitverhältnis von
Aegyptionella pullorum (Arpano, 1928)
im biologischen Überträger Argas
(*Persiargas*) persicus (Oken, 1818)
und im Wirbeltierwirt Gallus
gallus domesticus Linné.

Habilitationsschrift, Gießen

GRAETZER M.A., M.R. WOLFE, R.L. ASPINALL und

R.K. MEYER, 1965

Effect of thymectomy and bursectomy
on precipitin and natural hemagglutinin
production in the chicken.

J. Immunol., 90, 878 - 887

- GROSSI C.E., V. GENTA, M. FERRARINI und
D. ZACCHEO, 1968
Localisation of immunoglobulins
in the developing chicken bursa
of Fabricius.
Rev. franc. études clin. et biol.,
13, 497 - 500
- HAMMOND W.S., 1954
Origin of thymus in the chick
embryo.
J.Morph., 95, 501 - 522
- HÖHN E.O., 1956
Seasonal recrudescence of the
thymus in adult birds.
Can.J. Bioch. Phys. 34, 90
- ISAKOVIĆ K. und B.D. JANKOVIĆ, 1964
Role of the thymus and bursa of
Fabricius in the immune reaction
in the chickens.
II Cellular changes in lymphoid
tissues of thymectomized,
bursectomized, and normal chickens
in the course of first antibody
response.
Int. Arch. Allergy, 24, 296 - 310
- ISAKOVIĆ K., B.D. JANKOVIĆ, L. POPESKOVIĆ und
D. MILESOVIĆ, 1963
Effect of neonatal thymectomy,
bursectomy, and thymobursectomy
on hemagglutinin production in
chickens.
Nature, 200, 273 - 274
- JAFFE W.P. und N.S. FRECHHEIMER, 1966
Cell transport in the bursa of Fabricius.
Nature, 212, 92

JANKOVIĆ B.D., 1968

The development and function of immunologically reactive tissue in the chicken.

Wiss. Ztschr. der Schiller - Universität Jena, 17, 137 - 148

JANKOVIĆ B.D. und K. ISAKOVIĆ, 1964

Role of the thymus and the bursa of Fabricius in immune reactions in chicken.

I Changes in lymphoid tissues of chicken surgically thymectomized at hatching.

Int. Arch. Allergy, 24, 278 - 295

JANKOVIĆ B.D. und K. ISAKOVIĆ, 1966

Suppression of homograft immunity in chickens grafted in ovo with allogeneic thymus.

Nature, 211, 93 - 94

JANKOVIĆ B.D., K. ISAKOVIĆ und J. HORVAT, 1967

Antibody production in bursectomized chickens treated with lipid, and protein fractions from bursa, thymus, and liver.

Exp., 23, 1062 - 1063

JANKOVIĆ B.D. und K. MITROVIĆ, 1967

Antibody producing cells in the chicken as observed by fluorescent antibody technique.

Fol. Biol., 13, 406 - 410

JANKOVIĆ B.D. und K. MITROVIĆ, 1967 a)

Germinal centers in the tonsilla
caecalis - relationship to the
thymus and the bursa of Fabricius.

in: Germinal Centers in Immune Re-
sponses. Seite 34 - 39

ed. by H. Cottier, N. Odartchenko,

R. Schindler und C.G. Congdon

Springer Verlag 1967

Berlin, Heidelberg, New York

JANKOVIĆ B.D., B.H. WAKSMAN und B.G. ARNASON, 1962

Role of the thymus in immune
reactions in rats.

J.Exptl. Med., 116, 159 - 175

JOLLY J., 1915

La bourse de Fabricius et les
organes lymphoépithéliaux.

Arch. d'Anat. micr., 16, 363 - 547

KASTSCHENKO N., 1887

Das Schlundspaltengebiet des
Hühnchens.

Arch. Anat. Phys., Anat. Abtl. S.,
pp 258 - 300

KEELY D. und P. ABRAMOFF, 1969

Studies of the chicken immune
response.

III Cellular and humoral antibody
production in splenectomized
chicken.

J. Immunol., 102, 1058 - 1063

KERSTETTER T.H., I.O. BUSS und H.A. WENT, 1962

Antibody producing function
of the bursa of Fabricius of
the ring-necked pheasant.

J.Exptl. Zool., 149, 233

LILLIE F.R., 1919

The development of the chick.
Henry Holt and Comp.
New York.

LONG P.L. and A.E. PIERCE, 1963

Role of cellular factors in the
mediation of immunity to avian
coccidiosis (*E. tenella*).
Nature, 200, 426 - 427

MACKINODAN T., R.F. RUTH und H.R. WOLFE, 1954

Precipitin production in chickens
X Cellular changes in the spleen
during antibody production.
J.Immunol., 72, 39 - 44

MERKENSCHLAGER M., G. RIEDEL, B. KIRCHNER und
U. LÖSCH, 1966

Die Immunglobuline bursektomierter
Küken in der Immunelektrophorese.
"Die Naturwissenschaften"
Springer-Verlag, 53.Jahrgang
408 - 409

MEYER R.K., M.A. RAO und R.L. ASPINALL, 1959

Inhibition of the development of
the bursa of Fabricius in the
embryos of the common fowl by
19-Nortestosterone.
Endocrinology, 64, 890 - 897

MILLER J.F.A.P., 1961

Immunological function of the
thymus.
Lancet, 2, 748 - 749

MILLER J.F.A.P., P.M. DE BURGH und G.A. GRANT, 1965

Thymus in the production of anti-
body-plaque forming cells.

Nature, 208, 1332 - 1334

MINOT C.S., 1900

On the solid stage of the large
intestine in the chick.

J.Boston Soc. Med.Sci., 4, 153 - 164

MOORE A.M.S. und J.J.T. OWEN, 1965

Chromosome marker studies on the
development of the hemopoietic
system in the chick embryo.

Nature, 208, 956 cont. 989 - 990

MUELLER A.P., H.R. WOLFE und R.K. MEYER, 1960

Antibody production in bursecto-
mized chickens and in chickens
injected with 19-Nortestosterone
on the fifth day of incubation.

J. Immunol., 85, 172 - 179

MUELLER A.P., H.R. WOLFE, R.K. MEYER und

R.L. ASPINALL, 1962

Further studies on the role of the
bursa of Fabricius in antibody
production.

J. Immunol., 88, 354 - 360

NAGY Z.A., 1970

Histological study of the topo-
graphic separation of thymus-type
and bursa-type lymphocytes and
plasma cell series in chicken
spleen.

Zentralblatt für Vet. Med.

Reihe A, Bd. 17, Heft 5, 422 - 429

NICOL T., D.L.J. BILBEY und C.C. WARE, 1958

Effect of splenectomy on the phagocytic activity of the reticulo-endothelial system.

Nature, 182, 534 - 535

PAPERMASTER B.W. und R.A. GOOD, 1962

Relative contributions of the thymus and the bursa of Fabricius to the maturation of the lymphoreticular system and immunological potential in the chicken.

Nature, 196, 838 - 840

PARROT D.M.V. und J. EAST, 1962

Role of the thymus in neonatal life.

Nature, 195, 347 - 348

PATTERSON R., J.M. SUSKO und J.J. PRUZANSKY, 1964

In vitro production of chicken globulins and precipitating antibody.

J. Immunol., 7, 440 - 448

PETERSON R.D.A., B.R. BURMESTER, T.N. FREDERICKSON und R.A. GOOD, 1963

Prevention of lymphatic leukemia in the chicken by surgical removal of the bursa of Fabricius.

J.Lab.Clin.Med., 62, 1000

PETERSON R.D.A., B.R. BURMESTER, T.N. FREDERICKSON, H.G. PURCHASE und R.A. GOOD, 1964

Effect of bursectomy and thymectomy on the development of visceral lymphomatosis in the chicken.

J.Nat.Cancer Inst., 32, 1343 - 1354

PETERSON R.D.A. und R.A. GOOD, 1965

Morphologic and developmental differences between the cells of the chicken's thymus and the bursa of Fabricius.

Blood, 26, 296 - 280

RAO M.A., R.L. ASPINALL und R.K. MEYER, 1962

Effect of dose and time of administration of 19-Nortestosterone on the differentiation of lymphoid tissue in the bursa of Fabricius of chick embryos.

Endocrinology, 70, 159 - 166

REITTERER E., 1885

Du cloaque et de la bourse de Fabricius chez les oiseaux.

J.Anat., 21, 369 - 454

RIDDLE O. und M. TANGE, 1928

Studies on the physiology of reproduction in birds.

XXIV On the extirpation of the bursa of Fabricius in young doves.

Am.J.Phys., 86, 266 - 273

RODAK L., Z. PROCHÁZKA und J. KREJČÍ, 1969

Postembryonal histological and histochemical changes in the bursa of Fabricius and spleen of chickens and their relationship to the development of immunological competence.

Brit. Vet.J., 125, 183 - 194

ROMANOFF A.L., 1962

The avian embryo. Structural and functional development.

Macmillan Comp. New York

Seite 879 - 883

" 675 - 678

" 487 - 489

" 495 - 508

ROQUE A.L., N.A. JAFAREY und P. COULTER, 1965

A stain for the histochemical demonstration of nucleic acids.

Exp.Mol.Path., 4, 266 - 274

ROSE E., 1968

The effect of splenectomy upon infection with Eimeria tenella.

Parasitology, 58, 481 - 487

ROSENQUIST G.L. und H.R. WOLFE, 1962

Effect of splenectomy at different ages on precipitin production in chickens.

J.Immunol., 5, 211 - 221

RUTH F., C.P. ALLEN und H.R. WOLFE, 1964

The effect of thymus on lymphoid tissue.

Chapter 9 aus:

The Thymus in Immunology

Structure, Function, and Role in Disease.

ed. by R.A. Good & A.E. Gabrielsen

Hoeber Medical Division

Harper & Row, N.Y., Evanston, London

SADLER R. und S.A. EDGAR, 1968

Importance of the bursa of Fabricius in resistance to disease.

I Resistance to certain virus diseases.

Poultry Sci., 47, 1224 - 1230

SAINTE-MARIE G. und C.P. LEBLOND, 1958

Origin and fate of cells in the
medulla of rat thymus.

Proc.Soc.Exptl.Biol. Med., 98, 909 - 915

ST. PIERRE R.L. und G.A. ACKERMAN, 1965

Bursa of Fabricius in chickens-
possible humoral factor.

Science, 147, 1307 - 1308

SCHAUDER W., 1923

Anatomie der Impfsäugetiere (Ka-
ninchen, Meerschweinchen, Ratte,
Maus) und der Hausvögel.

im Lehrbuch der Anatomie der

Haustiere, Band IV

von Paul Martin

Schickhard und Ebener,

Stuttgart

Seite 370 - 371

SCHRIER J.E. und H.L. HAMILTON, 1952

An experimental study of the
origin of the parathyroid and
thymus glands in the chick.

J.Exp.Zool., 119, 165 - 188

SCOTHORNE R.L., 1957

Observations on the so called
thymus III of birds.

J.Anat., 91, 12 - 24

SELYE H., 1943

Morphological changes in the
fowl following chronic over-
dosages with various steroids.

J.Morph., 73, 401 - 421

SHERMAN J. und R. AUERBACH, 1966

Quantitative characterisation
of chick thymus and bursa de-
velopment.

Blood, 27, 371 - 379

SIMONSEN M., 1957

The impact on the developing
embryo and new born animal of
adult homologous cells.

Act.Path.Microbiol.Scand., XL, 481 - 500

SZENBERG A. und N.L. WARNER, 1962

Immunological function of thymus
and bursa of Fabricius.

Dissociation of immunological re-
sponsiveness in fowls with hor-
monally arrested development of
lymphoid tissues.

Nature, 194, 146 - 147

TAR E., I. OLAH und L. TÖRÖ, 1969

Cell migration in the developing
follicle of the bursa of Fabricius
between cortex and medulla.

Act.Biol.Acad.Sci.Hung., 20, 93 - 99

THORBECKE G.J., H.A. GORDON, B. WOSTMAN, M. WAGNER

und J.A. REYNIER, 1957

Lymphoid tissue and gammaglobulin
in young germfree chickens.

J.Inf.Dis., 101, 237

THORBECKE G.J., N.L. WARNER, G.M. HOCHWALD und

S.H. OHANIAN, 1968

Immune globulin production by the
bursa of Fabricius of young chickens.

Immunol., 15, 123 - 134

THORBECKE G.J. und F.J. KEUNING, 1953

Antibody formation in vitro by
haematopoietic organs after
subcutaneous and intravenous
immunization.

J.Immunol. 70, 129

VENZKE W.G., 1952

Morphogenesis of the thymus of
the chicken embryos.

Am.J.Vet.Res., 13, 395 - 404

VERDUN P., 1898

Sur le dérivés branchiaux du
poulet.

Compt.Rend.Soc.Biol. 5, 243 - 244

WARNER N.L., 1964

The immunological role of different
lymphoid organs in the chicken.

II The immunological competence of
thymic cell suspensions.

Austr.J.Exp.Biol.Med.Sci., 42, 401 - 416

WARNER N.L., 1965

The immunological role of different
lymphoid organs in the chicken.

IV Functional differences between
thymic and bursal cells.

Austr.J.Exp.Biol.Med.Sci., 43, 439 - 450

WARNER N.L., 1966

The immunological role of the
avian thymus and the bursa of
Fabricius.

Fol.Biol., 13, 1 - 17

WARNER N.L. und F.M. BURNET, 1961

The influence of testosterone
treatment on the development of
the bursa of Fabricius in the
chick embryo.

Austr.J.Biol.Sci., 14, 580 - 587

WARNER N.L. und A. SZENBERG, 1962

Effect of neonatal thymectomy
on the immune response in the
chicken.

Nature, 196, 784 - 785

WARNER N.L. und A. SZENBERG, 1964

The immunological function
of the bursa of Fabricius in
the chicken.

Am.Rev.Microbiol., 18, 253 - 268

WARNER N.L., A. SZENBERG und F.M. BURNET, 1962

The immunological role of dif-
ferent lymphoid organs in the
chicken.

I Dissociation of immunological
responsiveness.

Austr.J.Exp.Biol.Sci., 40, 373 - 388

WENCKEBACH K.F., 1888

De Ontwikkeling en de Bouw
der Bursa Fabricii.

Tijdsch.Ned.Dierk.Ver., 2, 19 - 138

WOODS R. und J. LINNA, 1965

The transport of cells from
the bursa of Fabricius to the
spleen and thymus.

Act.Path.Microbiol.Scand., 64, 470 - 473

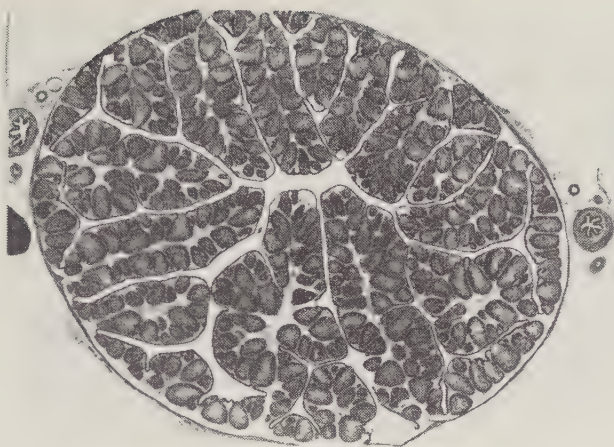


Abb. 1: Bursa eines Kontrolltieres.
16/69 (Kontrolle, 5 Tage); Giemsa 12x

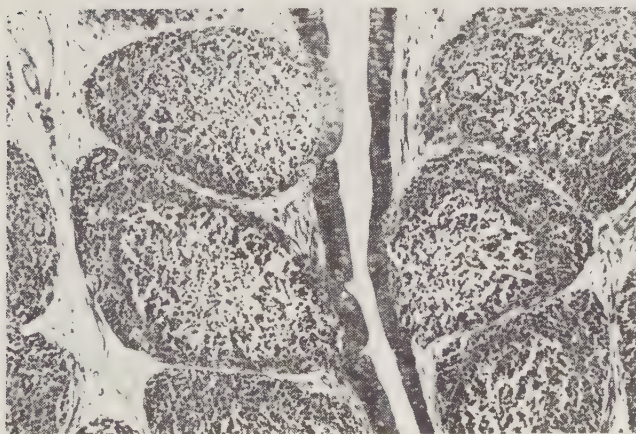


Abb. 2: Junge Bursafollikel mit deutlich
ausgeprägter Rinde und Epithel"tufts".
18/69 (Kontrollr, 7 Tage); Giemsa 12x

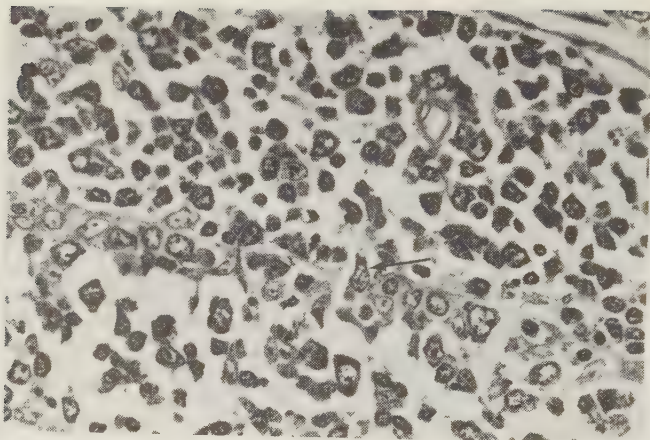


Abb. 3: Basalmembran unterbrochen durch hindurchwandernden Lymphozyten (↑).
76/69 (Kontrolle, 8 Wochen); Giemsa 480x

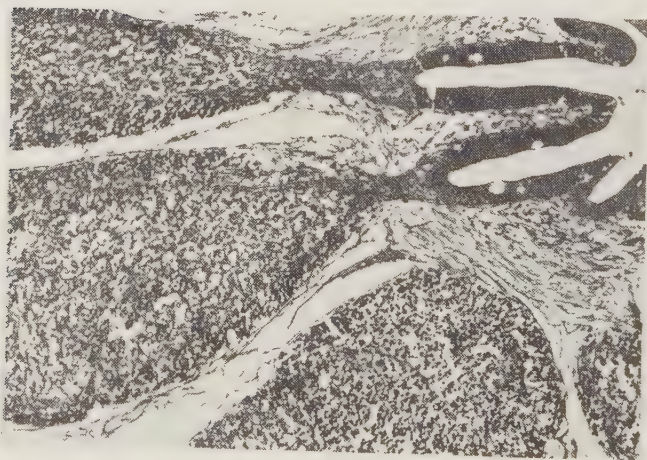


Abb. 4: Bursafollikel in früher Rückbildungsphase: Verbindung der Follikel mit der Epithelschicht durch Epithelzellstrang und fortlaufende Basalmembran.
393/71 (Kontrolle, 15 Wochen); Giemsa 120x

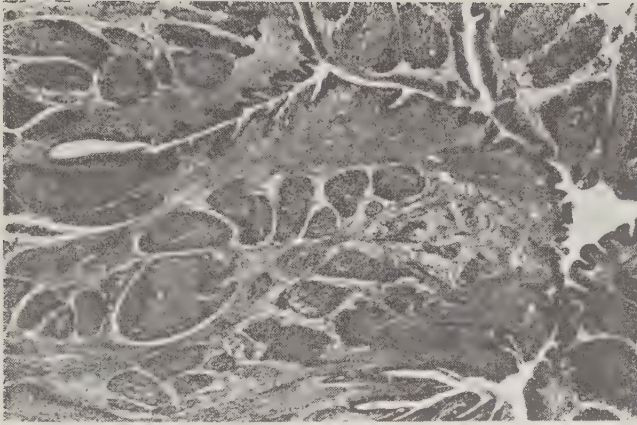


Abb. 5: Weiter zurückgebildete Bursa mit Epithelzellsträngen zwischen Follikeln und Bursaepithel entsprechend Abb.6.
156/69 (Kontrolle, 5 Monate); Giemsa 30x

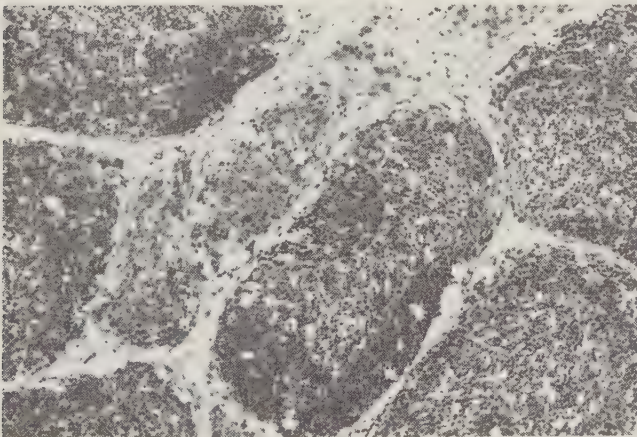


Abb. 6: Bursafollikel im späten Rückbildungsstadium: aufgelockerte Rindenzone und stark retikuloepithelialzellhaltige Follikelreste, zellreiches Interstitium.
379b/71 (Kontrolle, 14 Wochen); Giemsa 120x

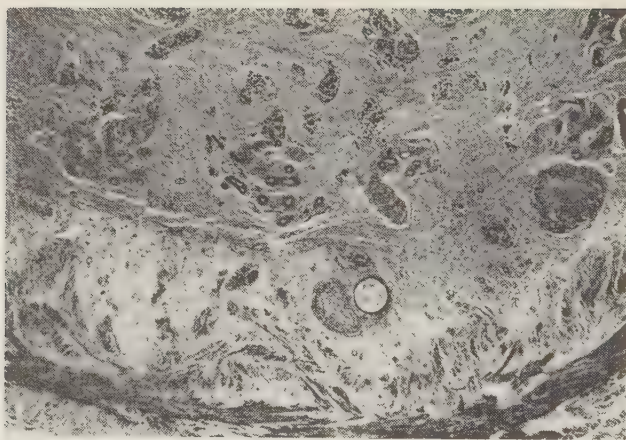


Abb. 7: Stark fibrotischer Bursarest:
 Im Interstitium lymphatische Zell-
 häufchen; ringförmige Zysten unter-
 halb der Bildmitte, links daneben
 ein membranös begrenzter Follikelrest.
 392 a/71 (Kontrolle, 15 Wochen); Giemsa 30x

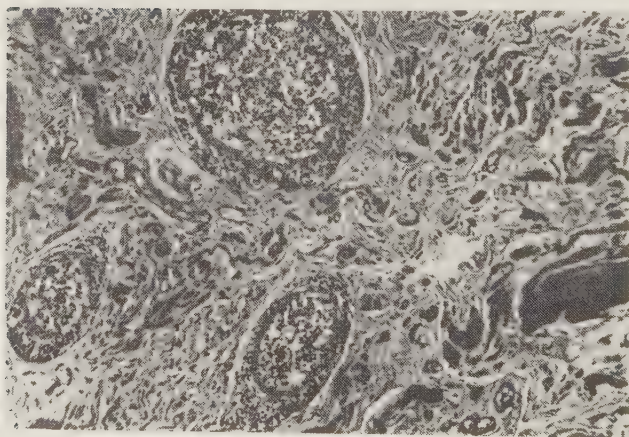


Abb. 8: Einzelne Bursafollikel im Reststadium:
 Deutliche Basalmembran zwischen Mark
 und Rinde, ausgedehntes Interstitium.
 231/70 (Kontrolle, 7 Monate); Giemsa 120x

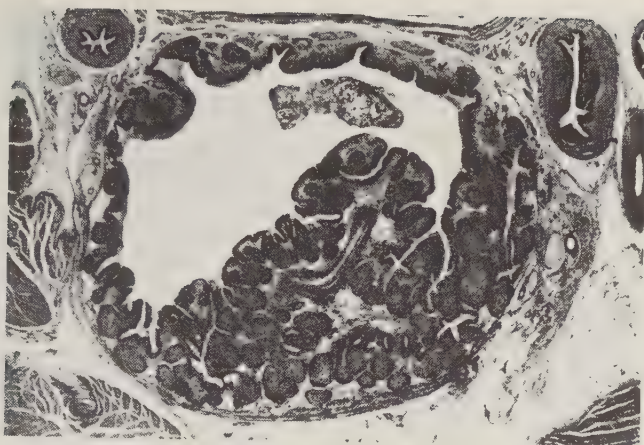


Abb. 9: Bursa eines bursektomierten Tieres mit stark erweitertem Lumen, schwach ausgebildeten Epithelfalten und unregelmäßig verteilten Follikeln.
172/69 (1,2%, 9 Tage); Giemsa 30x

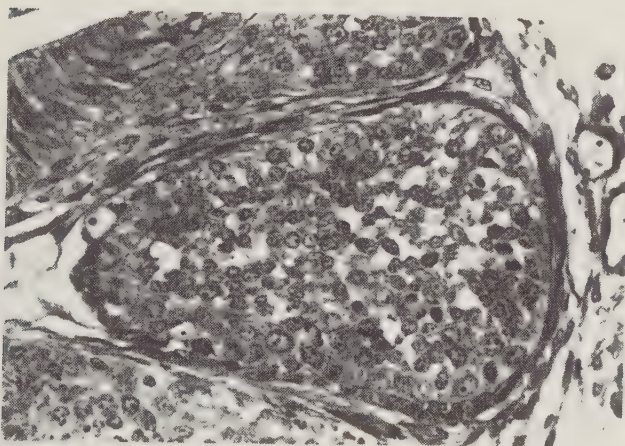


Abb. 10: Bursafollikel deutlich eingekapselt, Basalmembran mit anliegenden undifferenzierten Epithelzellen, kaum ausgebildete Rindenschicht.
172/69 (1,2%, 9 Tage); Giemsa 480x



Abb. 13: Ausschnitt aus der Bursa eines hormonell bursektomierten Tieres mit erweitertem Lumen, kryptenreichem Epithel und deutlichen Follikeln.
194/69 (1,2%, 3 Wochen); Giemsa 30x

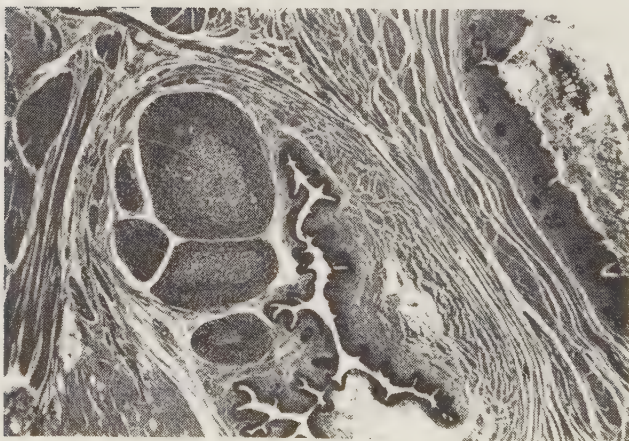


Abb. 13: Bursa mit spaltartigem Lumen, mit kryptenreichem Epithel, wenige unterschiedlich große Follikel.
220/69 (1,2%, 5 1/2 Wochen); Giemsa 30x

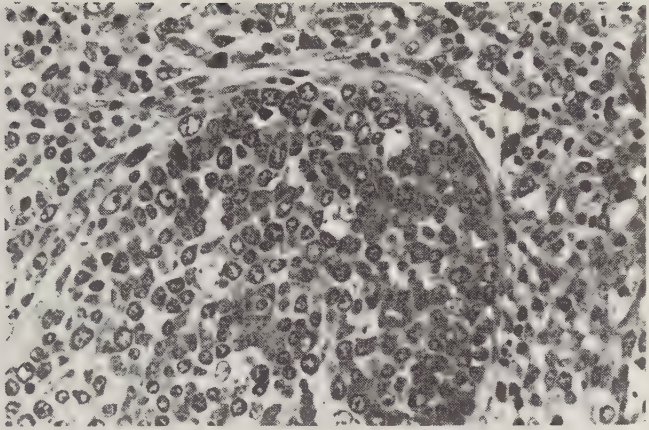


Abb. 14: Teil eines Keimzentrums
in der Milz.
55/69 (Kontrolle, 6 Wochen); Giemsa 480x

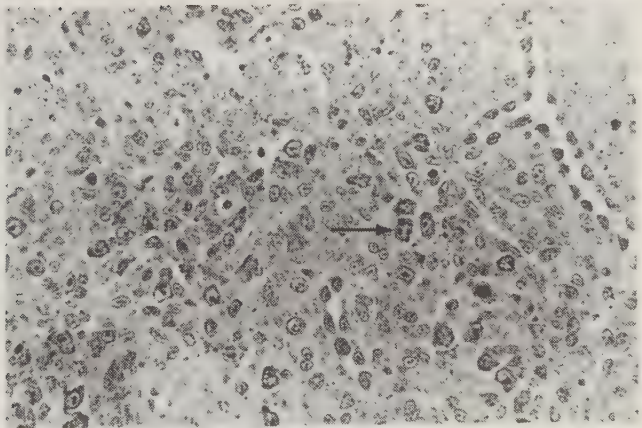


Abb. 15: Bursallymphozyten (↑)
in der Milz.
36/69 (Kontrolle, 2 Wochen); MTh 480x

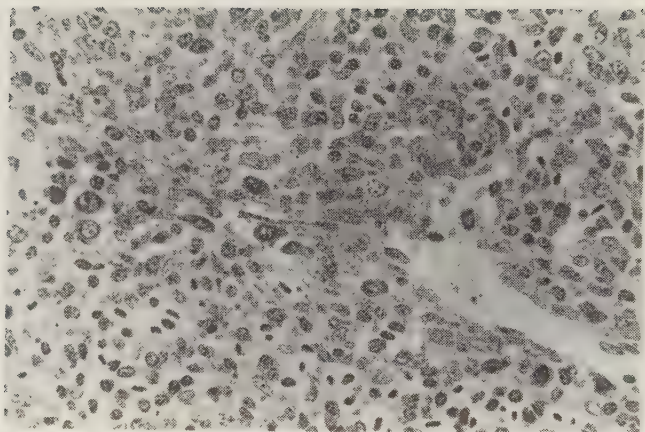


Abb. 16: Milzsinus (rechts);
Plasmpblasten in der
Bildmitte.
39/69 (Kontrolle, 3 Wochen); MTh 480x

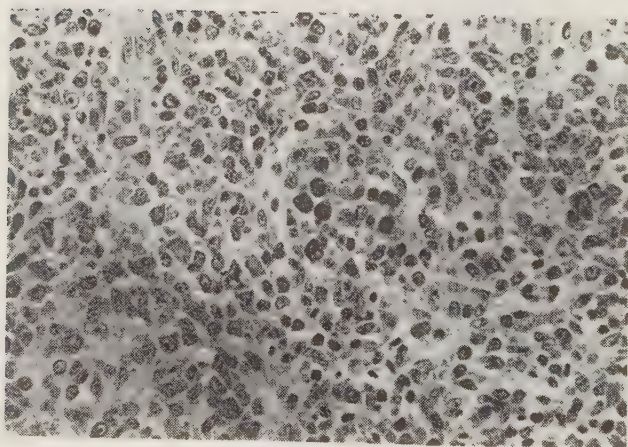


Abb. 17: Reife Plasmazellen in der Milz
(Bildmitte); einzelner Plasmo-
blast am rechten Bildrand.
61/69 (Kontrolle, 6 Wochen); MTh 480x

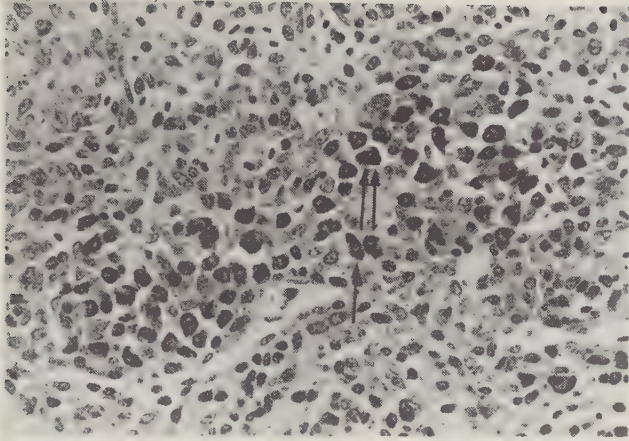


Abb. 18: Gehäuft reife (↑) und unreife (⇑)
Plasmazellen.
61/69 (Kontrolle, 6 Wochen); MTh 480x

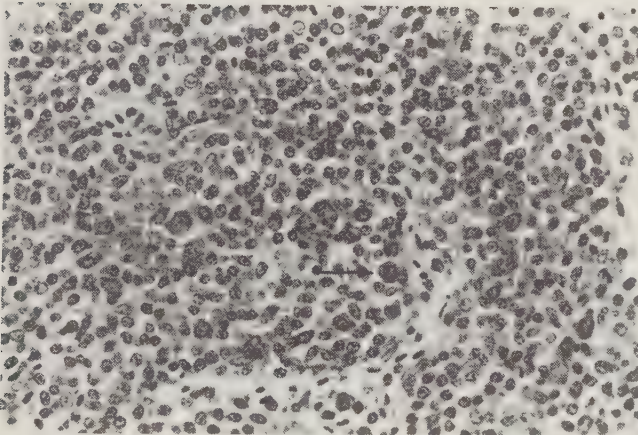


Abb. 19: Übergangsformen (↑) pyronino-
philer Zellen in der Milz.
269/70 (Kontrolle, 9 Monate); MTh 480x



Abb. 20: Tonsilla caecalis am Beginn
der Entwicklung.
21/69 (Kontrolle, 7 Tage); Giemsa 15x

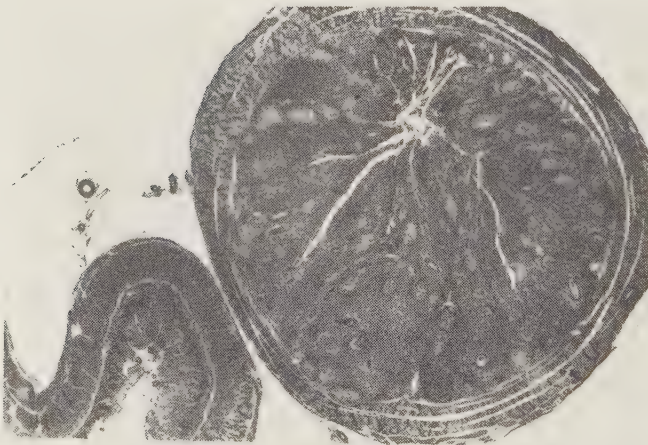


Abb. 21: Tonsilla caecalis fast das gesamte
Darmlumen ausfüllend mit dicht an-
einanderliegenden Keimzentren.
256/70 (Kontrolle, 8 Monate, 2 Wochen)
Giemsa 12x

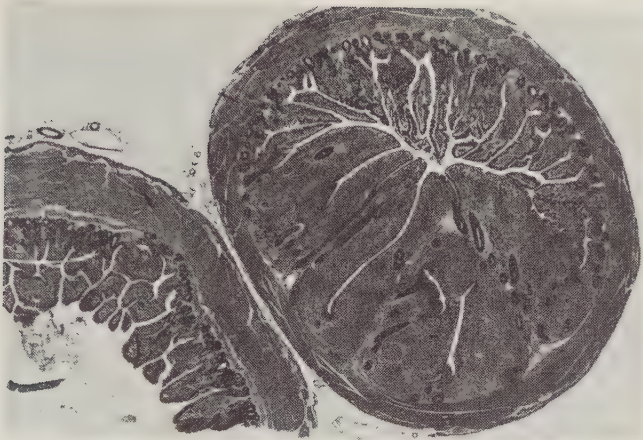


Abb. 22: Tonsilla caecalis eines bursektomierten Tieres ohne Keimzentren.
186/69 (3 %, 8 Wochen); Giemsa 12x

Herrn Prof. Dr. E. Weiß danke ich für die Überlassung des Themas und die großzügigen Arbeitsmöglichkeiten im Institut.

Ganz besonders bedanke ich mich bei Frau Dr. G. Hoffmann - Fezer für die wertvolle Hilfe und die immer bereitwillig gegebene Unterstützung.

Den Angestellten des Institutes, besonders Frau A. Schick und Fräulein U. Neumann, danke ich vielmals für die technischen Arbeiten.

LEBENS LAUF

Am 26. 9. 1943 wurde ich, Renate Lade, als Tochter des Dr. Ing. Max Knoch und seiner Ehefrau Friedegart, geborene Müller - Lenhartz, in Leipzig geboren.

Von 1950 bis 1958 besuchte ich die Grundschule in Leipzig. Nach der Flucht mit meinen Eltern aus der DDR im August 1958 nach Duisburg wurde ich in die Untertertia des Staatlichen Gymnasium Adolfinum in Moers / Niederrhein eingestuft und legte dort im Februar 1964 die Reifeprüfung ab.

Im Sommersemester 1964 begann ich in Gießen das Studium der Tiermedizin, das ich 1969 dort mit der Tierärztlichen Prüfung abschloß.

Das sechswöchige Klinikpraktikum absolvierte ich im Sommer 1967 an der Klinik für kleine Haustiere in Berlin - Dahlem und das dreimonatige tierärztliche Praktikum im Sommer 1968 in der Kleintierpraxis und Klinik bei Dr. Frieur in Duisburg.

Im August 1969 heiratete ich in Gießen den Assessor Bernhard Lade.

Von August 1969 bis Juni 1970 hatte ich eine Hilfsassistentenstelle im Veterinärpathologischen Institut der Liebig - Universität in Gießen.

Seit November 1970 bin ich wissenschaftliche Angestellte an der Tierversuchsanlage des Klinikums der Goethe - Universität in Frankfurt.

